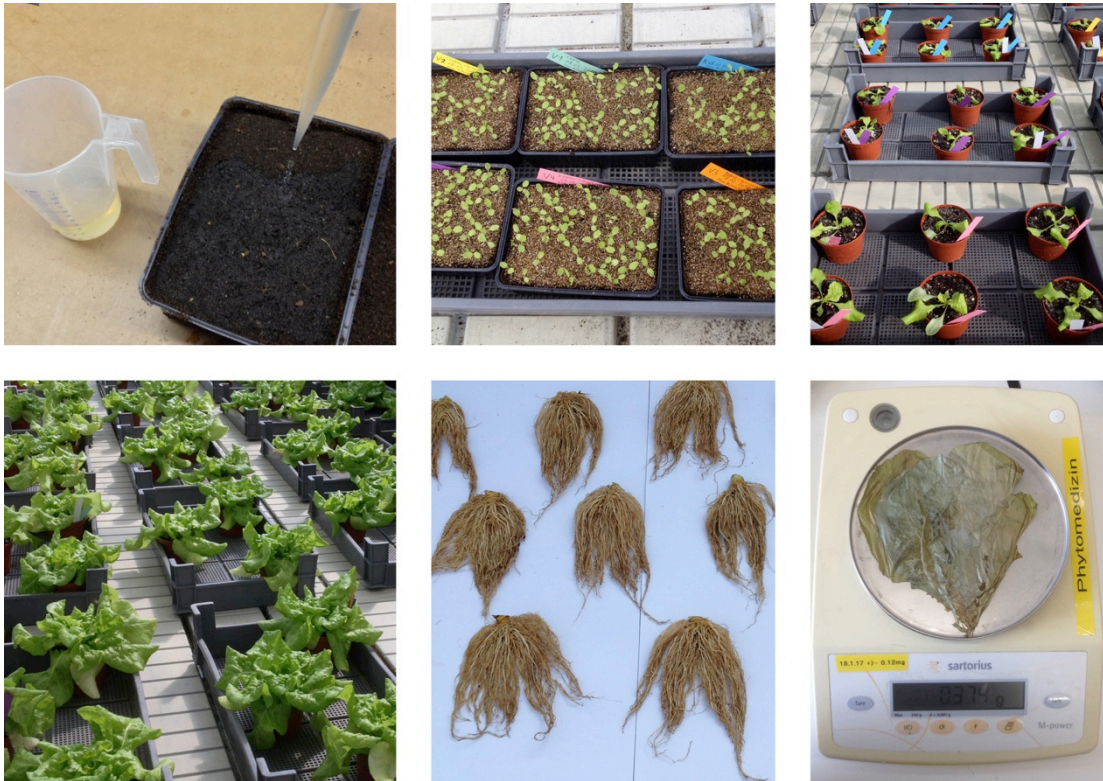


Wachstumsfördernde Wirkung durch Mischung von Mikroorganismen und Biostimulanzen



Bachelorarbeit

von

Bühner Monika

Bachelorstudiengang UI13

Abgabedatum: 07. September 2017

Studienrichtung Umweltingenieurwesen

Vertiefung Biologische Landwirtschaft und Hortikultur

Fachkorrektoren:

Dr. Fischer, Esther

ZHAW Life Sciences und Facility Management, Grüental, 8820 Wädenswil

Reto Flückiger,

Andermatt Biocontrol AG, Stahlermatten 6, 6146 Grossdietwil

Impressum

Titelbild

Fotos vom Versuch und den Bonituren der Bachelorarbeit an der ZHAW Wädenswil, fotografiert von Monika Bühner

Schlagworte (keywords)

Biostimulanzien, *Bacillus amyloliquefaciens*, FZB42, Aminosäuren, Huminsäuren, Braunalgenextrakt (*Ascophyllum nodosum*), Pechnelkenextrakt (*Lychnis viscaria*), Gemüsebau, *Lactuca sativa*, Topfversuche

Zitiervorschlag

Bühner, M. (2017): Wachstumsfördernde Wirkung durch Mischung von Mikroorganismen und Biostimulanzien. Bachelorarbeit. Zürcher Hochschule für Angewandte Wissenschaft ZHAW, Wädenswil.

Adresse Institut

ZHAW Zürcher Hochschule für Angewandte Wissenschaften
Life Sciences und Facility Management
IUNR Institut für Umwelt und Natürliche Ressourcen
Grüental, Postfach
CH-8820 Wädenswil

Adresse Autorin

Monika Bühner, Haltenweg 65, CH-8807 Freienbach
buehnerin@gmail.com

Abstract

Biostimulants are available as agricultural auxiliary agents for a sustainable crop production. Scientific investigations were carried out to analyze the effects of biostimulants on the growth of different plants. Applications of biostimulants are reported to show beneficial effects. They promote plant growth, suppress disease and reduce abiotic stress in plants.

Biostimulants influence microorganisms, however, little about their impact on beneficial soil microbes is investigated so far.

Application of different biostimulating substances in combination with plant growth promoting bacteria could be even more beneficial to plants' growth and development than their separate utilization.

The aim of the present study was to evaluate effects of beneficial rhizobacteria *Bacillus amy-loliquefaciens* FZB42 as single treatment and as mixture with amino acids, humic acids, extract of *Ascophyllum nodosum* and extract of *Lychnis viscaria* on lettuce.

In pot experiments the effect of these applications on germination, plant growth and plant physiology was tested.

Neither FZB42 nor the biostimulant mixtures did show significant promoting effects on plants.

The combination of FZB42 with amino acids and FZB42 with humic acids showed plant growth reduction. The combinations of FZB42 with extract of *Ascophyllum nodosum* and FZB42 with extract of *Lychnis viscaria* had none or only a slight beneficial effect on plant biomass.

The results show that some combined treatments in certain settings may cause negative effects and should not be recommended for agricultural production without further investigations. This research offers valuable information for further studies.

Zusammenfassung

Im Handel werden verschiedene Biostimulanzien für einen nachhaltigen Pflanzenbau angeboten. Wissenschaftliche Untersuchungen bestätigen ihre positiven Effekte auf Kulturpflanzen. Sie wirken pflanzenwachstumsfördernd, krankheitsunterdrückend und erhöhen die Toleranz gegenüber Stressfaktoren.

Obwohl von vielen Biostimulanzien bekannt ist, dass sie Mikroorganismen beeinflussen können, sind Informationen über ihre Wirkung auf nützliche Bodenmikroorganismen spärlich.

Für die pflanzenbauliche Praxis wäre es interessant zu wissen, ob sich die Vorteile der organischen Biostimulanzien mit dem Einsatz von mikrobiellen Hilfsstoffen kombinieren lässt.

Durch komplexe Wirkmechanismen könnten verschiedene Biostimulanzien nicht nur förderlich sondern auch beeinträchtigend auf nützliche Mikroorganismen wirken. Die kombinierte Applikation könnte auch zur Aktivierung von Mechanismen führen, die unerwartete Effekte hervorrufen.

Diese Arbeit wird mit dem Ziel durchgeführt, herauszufinden welche Biostimulanzien den mikrobiellen Hilfsstoff *Bacillus amyloliquefaciens* FZB 42 positiv stimulieren und seine Wirkung auf Pflanzen durch additive oder synergistische Effekte ergänzen.

In einem Pflanzenversuch wird FZB42 mit den organischen Biostimulanzien Aminosäuren, Huminsäuren, *Ascophyllum nodosum*-Extrakt und *Lychnis viscaria*-Extrakt kombiniert appliziert. Untersucht wird die Auswirkung der Applikationsmischungen auf die Keimfähigkeit, das Pflanzenwachstum und den physiologischen Zustand der Versuchspflanzen.

Der Versuch zeigt, dass keine der getesteten Kombinationen eine signifikante fördernde Wirkung auf die Versuchspflanzen hat.

Bei den Kombinationen von FZB42 mit Aminosäuren und FZB42 mit Huminsäuren kam es zu pflanzenwachstumshemmenden Effekten auf die Pflanzen.

Bei den Kombinationen von FZB42 mit *Ascophyllum nodosum*-Extrakt und FZB42 mit *Lychnis viscaria*-Extrakt wurde die Biomasse der Pflanzen nicht beeinträchtigt oder sogar leicht erhöht.

Biostimulanzien sollten also in der Praxis nicht unter allen Umständen und in jeder Kombination bedenkenlos eingesetzt werden.

Unbedingt sind weitere Versuche notwendig um Anwendungsempfehlungen abgeben zu können. Der Versuch liefert wertvolle Hinweise für diese weiterführenden Untersuchungen.

Liste der Abkürzungen

An	Braunalgenextrakt aus <i>Ascophyllum nodosum</i> , AlgoVital Plus
ANE	<i>Ascophyllum nodosum</i> Extrakt
Anth	Anthozyan
AS	Aminosäuren, AminoPlus
Ba	<i>Bacillus amyloliquefaciens</i> subsp <i>plantarum</i> FZB42, RhizoVital 42
Chl	Chlorophyll
BR	Brassinosteroide
Flav	Flavonole
FS	Frischmasse oder Frischsubstanz
FS Blatt	Blattfrischmasse
FS Wurzel	Wurzelfrischmasse
FZB42	<i>Bacillus amyloliquefaciens</i> subsp <i>plantarum</i> FZB42
HS	Huminsäuren
IAA	Indol-3-essigsäure (von engl. "indole-3-acetic acid"), ein Auxin
I _{gen}	Allgemeine Aminosäuren Hemmung (von engl. general amino acid inhibition)
ISR	Induzierte systemische Resistenz der Pflanze (engl. plant induced systemic resistance)
K	Kontroll-Variante
K1	Kontrolle der ersten Versuchsreihe
K2	Kontrolle der zweiten Versuchsreihe
Lv	Pechnelkenextrakt aus <i>Lychnis viscaria</i> , Lucky Plant
LVE	<i>Lychnis viscaria</i> Extrakt
NBI	Nitrogen-Balance-Index (Stickstoffbilanz-Index Dualex®)
PGPR	Pflanzenwachstumsfördernde Rhizobakterien (engl.: Plant growth-promoting rhizobacteria)
TS	Trockenmasse oder Trockensubstanz
TS Blatt	Blatttrockensubstanz
TS Wurzel	Wurzeltrockensubstanz

Inhaltsverzeichnis

1	Einleitung	7
2	Stand der Forschung	7
2.1	Mikroorganismenpräparate	7
2.1.1	Rhizosphäre und pflanzenwachstumsfördernde Rhizobakterien	8
2.1.2	<i>Bacillus amyloliquefaciens</i> und seine Nutzung im Pflanzenbau	8
2.1.3	Effekte von <i>B. amyloliquefaciens</i> und ihre Wirkungsmechanismen	9
2.2	Organische Biostimulanzen	12
2.2.1	Aminosäuren	12
2.2.2	Huminsäuren	13
2.2.3	<i>Ascophyllum nodosum</i> -Extrakt	14
2.2.4	<i>Lychnis viscaria</i> -Extrakt	15
2.3	Mischung von Biostimulanzen und Mikroorganismen	15
2.3.1	<i>B. amyloliquefaciens</i> in Kombination mit Biostimulanzen	15
2.3.2	Aminosäuren und Mikroorganismen	16
2.3.3	Huminsäuren und Mikroorganismen	16
2.3.4	<i>Ascophyllum nodosum</i> -Extrakt und Mikroorganismen	16
2.3.5	<i>Lychnis viscaria</i> -Extrakt und Mikroorganismen	16
3	Fragestellung und Zielsetzung	1
4	Material und Methoden	2
4.1	Hilfsstoffe und Pflanzenmaterial	2
4.1.1	Versuchspflanzen	2
4.1.2	Biostimulanzen und mikrobieller Hilfsstoff	2
4.2	Versuchsaufbau	2
4.2.1	Versuchsanlage	3
4.2.2	Applikationsmischungen der Varianten	3
4.2.3	Prüfmerkmale	5
4.3	Versuchsdurchführung	5
4.3.1	Zeitlicher Ablauf	5
4.3.2	Kulturführung und Applikation der Giessbrühen	6
4.4	Versuchsmethoden	7
4.4.1	Optische Überwachung des Gesundheitszustandes der Pflanzen	7
4.4.2	Erhebung der Keimrate	7
4.4.3	Erfassung des Pflanzenwachstum	7
4.4.4	Ermittlung des physiologischen Zustands der Pflanzen	9
4.4.5	Zusätzliche Substratanalysen	9
4.5	Datenauswertung	10
4.5.1	Statistische Datenauswertung	10
5	Ergebnisse	11
5.1	Optische Beobachtungen	11
5.2	Bonituren	11
5.2.1	Keimrate (Bonitur 1)	11
5.2.2	Pflanzenwachstum (Bonitur 3 und 5)	12
5.2.2.1	Jugendentwicklung (Bonitur 3)	13
5.2.2.2	Schlussbonitur (Bonitur 5)	15
5.2.3	Physiologischer Zustand der Pflanzen (Bonitur 2 und 4)	17
5.2.3.1	Blattgehalte an Chlorophyll, Flavonol, Anthozyan und NBI	17
5.2.3.2	Blatt- und Kopfgrösse	18
5.3	Zusätzliche Substratanalysen	19
6	Diskussion	20
6.1	Effekte der Applikationsmischungen auf die Versuchspflanzen	20

6.2 Interpretation des Versuchsausgangs	22
6.3 Reflektion der Methoden	26
6.4 Empfehlungen für weiterführende Untersuchungen	26
6.5 Fazit	27
Literaturverzeichnis	28
Abbildungsverzeichnis	34
Tabellenverzeichnis	35
Anhang	I
Poster	XXXI

1 Einleitung

Eine globale Herausforderung für die Landwirtschaft ist die Gewährleistung von sicheren Nahrungsmitteln für die wachsende Weltbevölkerung (Weinmann, 2017). In den letzten Jahrzehnten führte dies zu einer steigenden Abhängigkeit von chemisch-synthetischen Pflanzenschutzmitteln und Düngemitteln. Heute ist bekannt, dass die übermässige Anwendung von Agrochemikalien verheerende Probleme für die Umwelt und Gesundheit verursacht (Swaminathan, 2006). Für einen effizienten Umgang mit den limitierten natürlichen Ressourcen, wie fruchtbaren Böden, nicht-erneuerbaren mineralischen Nährstoffen, Energie und Wasser werden alternative Pflanzenproduktions- und Pflanzenschutzmethoden benötigt.

Nachhaltige Anbaumethoden für eine profitable Produktion gesunder Nahrungsmittel spielen eine Schlüsselrolle in der Verbindung von sozioökonomischer Entwicklung und ökologischer Integrität. (Weinmann, 2017)

Ein grosser Anteil des potentiellen Ertrags wird aufgrund biotischer und abiotischer Stressfaktoren nicht erreicht (Weinmann, 2017). Um eine weniger anfällige Produktion und hohe Erträge auch unter Stressfaktoren zu erreichen werden innovative Anbautechniken gesucht.

Die Forschung in diesem Gebiet ist nicht zuletzt deswegen von grosser Bedeutung, weil die Fähigkeit zur Stressbewältigung die klimatischen Anbaugrenzen von Kulturpflanzen festlegt. Die bedeutsamsten abiotischen Stressfaktoren für Pflanzen sind: mechanische Belastung, Wassermangel, Salzbelastung, ungünstige Temperaturverhältnisse, Frost und UV-Strahlung. (Schopfer & Brennicke, 2010)

Im Handel werden verschiedene Produkte von Biostimulanzien für einen nachhaltigen Pflanzenbau angeboten. Biostimulanzien sind organische Wirkstoffe oder Mikroorganismen, die das Pflanzenwachstum, die Nährstoffaufnahme oder die Widerstandskraft der Pflanze gegenüber Krankheiten und abiotischem Stress erhöhen. (du Jardin, 2015).

In der Landwirtschaft sollen dadurch Ernteerträge stabilisiert und der Einsatz von Agrochemikalien vermindert werden können. (Weinmann, 2017)

Die Andermatt Biocontrol AG bietet ein grosses Sortiment biologischer Pflanzenschutzlösungen für eine nachhaltige Produktion an. Die Firma möchte nun wissen ob sich die Biostimulanzien organischer Basis, wie z. B. Algen- oder Pflanzenextrakte mit Hilfsstoffen auf mikrobieller Basis in der pflanzenbaulichen Praxis auch kombinieren lassen, und ob und welche Auswirkungen dies auf die Pflanzen hat.

Um einen Überblick über die Wirksamkeit von organischen Biostimulanzien und mikrobiellen Hilfsmitteln im Pflanzenbau und ihre Wirkmechanismen zu erlangen, wird in der vorliegenden Arbeit zunächst der aktuelle Stand der Forschung zur Thematik erläutert.

Der Fokus liegt dabei auf den von der Andermatt Biocontrol AG vorgeschlagenen Biostimulanzien Aminosäuren, Huminsäuren, Braunalgen- und Pechnelkenextrakt sowie den nützlichen Mikroorganismen *Bacillus amyloliquefaciens* FZB42.

Beachtet werden des Weiteren die möglichen Effekte der Biostimulanzien auf Mikroorganismen. Anschliessend werden die sich daraus ergebende Forschungsfrage und die Zielstellung für einen Pflanzenversuch formuliert.

2 Stand der Forschung

2.1 Mikroorganismenpräparate

Mikroorganismen können das Pflanzenwachstum und die Pflanzengesundheit beeinflussen. Ihre Wirkungsweise ist komplex und das kumulative Resultat verschiedener Interaktionen zwischen Pflanze, Pathogen, Antagonisten und Umweltfaktoren (Böhme, Pinker, & Junge, 2016).

Der Einfluss nützlicher Mikroorganismen geschieht überwiegend an einem für das menschliche Auge nicht sichtbaren Bereich, in der Rhizosphäre, Endosphäre und Phyllosphäre der Pflanze.

In diesem Kapitel wird zunächst die allgemeine Bedeutung der Rhizosphäre für den Pflanzenbau beschrieben und anschliessend vertieft auf das nützliche Rhizobakterium *B.amyloliquefaciens* eingegangen. Danach wird der Stand der Forschung über die Effekte und Wirkmechanismen der pflanzenassoziierten *B.amyloliquefaciens* erläutert.

2.1.1 Rhizosphäre und pflanzenwachstumsfördernde Rhizobakterien

Eine Schlüsselrolle in der Suche nach mikrobiellen Nützlingen spielt die Rhizosphäre. Dieser Begriff bezeichnet den unmittelbar durch eine lebende Wurzel beeinflussten Raum im Boden. In diesem Bereich interagieren Boden, Pflanze und Mikroorganismen. Die Rhizosphäre wird durch Ausscheidungen der Pflanzen beeinflusst und unterscheidet sich vom umgebenden Boden durch veränderte pH-Werte, Nährstoff- und Sauerstoffkonzentrationen. Aus diesen Gründen wird die Rhizosphäre dicht von Mikroorganismen besiedelt (Böhme, Pinker, & Junge, 2016). Die Zusammensetzung der Wurzelmikrobiota wird vom Bodentyp, aber auch vom Genotyp der Wirtspflanze beeinflusst (Bulgarelli, et al., 2013; Hartmann, et al., 2009). Die mikrobielle Gemeinschaft beeinflusst wiederum die physiologischen Prozesse der Pflanze. Die Mikroorganismen können einerseits mit der Pflanze konkurrieren oder Pflanzenkrankheiten verursachen und andererseits Pflanzenresistenz induzieren, die Wurzelarchitektur verändern, Stoffe abbauen oder synthetisieren oder durch Konkurrenz innerhalb des Mikrobioms unerwünschte Krankheitserreger unterdrücken. (Chowdhury, Hartmann, Gao, & Borriss, 2015; Hayat, et al., 2010)

Rhizobakterien, welche die Pflanze günstig beeinflussen werden, unter dem Begriff PGPR (für engl. plant growth-promoting rhizobacteria) zusammengefasst (Kloepper, et al., 1980). Oft ist ihr pflanzenwachstumsfördernder Effekt gekoppelt mit der Eigenschaft Pflanzenpathogene zu unterdrücken. Die krankheitsunterdrückende Wirkung wird mit verschiedenen Mechanismen erklärt. PGPR können antimikrobielle und nematizide Verbindungen produzieren, induzierte systemische Resistenz in der Pflanze (ISR, für engl. plant induced systemic resistance) auslösen oder einen für die Pflanze günstigen Effekt auf die Mikrobiomzusammensetzung herbeiführen (Borriss, 2016; Chowdhury, et al., 2015; Doornbos, van Loon, & Bakker, 2012; Erlacher, et al., 2014). Bei anderen PGPR, den sogenannten Biodüngern, begründet der pflanzenwachstumsfördernde Effekt auf der Beeinflussung hormonähnlicher Verbindungen und der Förderung der Nährstoffaufnahme der Pflanze. (Hayat, et al., 2010)

Obwohl die Wirkung von PGPR in Versuchen bestätigt wurde gibt es grosse Wissenslücken bezüglich ihrer Wirkmechanismen (Chowdhury, Hartmann, Gao, & Borriss, 2015).

2.1.2 *Bacillus amyloliquefaciens* und seine Nutzung im Pflanzenbau

Nutzpflanzen in der Pflanzenproduktion müssen meistens vor ungünstigen abiotischen und biotischen Wachstumsbedingungen geschützt werden. PGPR können als umweltfreundlicher, biotechnologischer Hilfsstoff in der Landwirtschaft eine Alternative zu chemisch-synthetischem Pflanzenschutz bieten. Bakterien der Gattung *Bacillus* eignen sich besonders zur Herstellung von mikrobiellen Produkten, da ihre Endosporen lange Zeiträume überdauern können. (Borriss, 2016; Chen, et al., 2009)

Seit längerer Zeit erforscht ist das aerobe Bodenbakterium *Bacillus amyloliquefaciens*, welches in älteren Studien als einen Stamm der Art *Bacillus subtilis* beschrieben wird. Die pflanzenassoziierten Bakterien dieser Art werden zur Unterart *B.amyloliquefaciens* subsp. *plantarum* gezählt (Borriss, et al., 2011). Zwischen verschiedenen Stämmen der Unterart *plantarum* konnten jedoch erhebliche Unterschiede bezüglich ihrer Wirkung auf Pflanzen beobachtet werden (Böhme, Pinker, & Junge, 2016; Chowdhury, Hartmann, Gao, & Borriss, 2015).

FZB42 ist ein Bakterienstamm, welcher in der Schweiz und anderen Ländern bereits als Hilfsstoff im Landbau zugelassen ist und zur Ertragssteigerung und gegen pilzliche und bakterielle Pathogene genutzt wird (Borriss, 2011; Chowdhury, et al., 2015).

Seine Fähigkeit Pflanzenwurzeln zu besiedeln konnte mit Hilfe eines GFP-markierten FZB42 Stamms an *Lemna minor*, *Arabidopsis thaliana*, Mais, Tomate und Salat wissenschaftlich bestätigt werden (Fan, et al., 2011).

Positive Effekte auf das Pflanzenwachstum und die Krankheitsunterdrückung durch FZB42 wurden in zahlreichen Gewächshaus- und Feldversuchen an verschiedenen Kulturpflanzen dokumentiert, unter anderen an Tomate, Gurke, Baumwolle, Tabak und Salat (Chowdhury, et al., 2013; Grosch, et al., 1999; Gül, et al., 2008; Wang, et al., 2009; Yao, et al., 2006).

Durch Genomanalysen wurde bekannt, dass FZB42 eine beachtliche Menge Metaboliten mit antimikrobiellen Eigenschaften produzieren kann. FZB42 synthetisiert die antimykotischen zyklischen Lipopeptide Bacillomycin D und Fengycin (Koumoutsis, et al., 2004), die antibakteriellen Polyketide Macrolactin und Difficidin (Chen, et al., 2006), das antibakterielle und nematizide Bacilysin (Chen, et al., 2009) und das antibakterielle Bacteriocin (Scholz, et al., 2011; Scholz, et al., 2014).

Wirkungen die *B.amyloliquefaciens* subsp. *plantarum* im Pflanzenbau Studien und praktischer Anwendung zufolge zeigt, sind in Tabelle 1 zusammengestellt.

Tabelle 1: Positive Wirkungen durch die Applikation von *B.amyloliquefaciens* subsp. *plantarum* im Pflanzenbau

Effekt im Pflanzenbau	Positive Veränderungen durch Applikation von <i>B.amyloliquefaciens</i> subsp. <i>plantarum</i>
Pflanzenwachstum	Nährstoffverfügbarkeit und Nährstoffaufnahme der Pflanze (Böhme, Pinker, & Junge, 2016)
	Keimfähigkeit von Samen und Wurzelknollen (Böhme, Pinker, & Junge, 2016)
	Bewurzelung durch Anregung der Wurzelbildung (Böhme, Pinker, & Junge, 2016)
	Pflanzenwachstum, Biomassenproduktion und Ernteerträge (Böhme, Pinker, & Junge, 2016)
	Frühes vegetatives Wachstum und generative Entwicklung (Böhme, Pinker, & Junge, 2016)
Pflanzengesundheit	Reduziertes Ausmass und geringere Häufigkeit von Krankheitssymptomen (Böhme M., 1999)
	Induzierte Resistenz der Pflanzen (Böhme, Pinker, & Junge, 2016)
Stresstoleranz	Reduktion von Salzstress sowohl im Hors-Sol Anbau (Böhme M., 1999) als auch im Feld (Bochow, et al., 2001)
	Toleranz gegenüber ungünstigen Temperaturen (Böhme, Pinker, & Junge, 2016)

2.1.3 Effekte von *B.amyloliquefaciens* und ihre Wirkungsmechanismen

Wurzelbesiedlung und Auswirkung auf das Wurzelmikrobiom

Pflanzenwurzelexudate stimulieren in *B.amyloliquefaciens* subsp. *plantarum* die Expression von Genen, welche in der Wurzelbesiedlung und der Pflanze-Bakterien-Interaktion involviert sind (Borriss, 2016). Mit einem fluoreszierenden, GFP-markierten FZB42-Stamm wurde untersucht wie die Pflanzenwurzeln besiedelt werden (Fan, et al., 2011). FZB42 besiedelt Wurzeloberflächen verschiedener Pflanzen auf unterschiedliche Art. Im Allgemeinen werden erst die oberen Stellen besiedelt, danach zunehmend die Wurzelspitzen. Die Bakterien häufen sich dort wo grosse Mengen Wurzelexudate vorhanden sind (Fan, et al., 2012). An Salatkeimlingen fand die Besiedlung vor allem an den Primärwurzeln und Wurzelhaaren statt. Richtung Wurzelspitze nahm die Dichte ab, feinere Wurzeln waren gar nicht besiedelt (Chowdhury, Hartmann, Gao, & Borriss, 2015).

Im monoxenischen System auf Agarplatten wurde gezeigt, dass die FZB42 Sporen innerhalb von drei Tagen auskeimen. Sechs Tage nach der Applikation der GFP-markierten FZB42 konnte eine konstante Besiedlung der Wurzel mit vegetativen Zellen nachgewiesen werden. Im Gefässversuch wurde im Gegensatz zur Applikation von vegetativen Zellen durch die Applikation von Sporen eine effiziente Besiedlung von FZB42 in der Rhizosphäre von Salat erreicht. Auch im

Feldversuch konnte nach Applikation von Sporen eine konstante Besiedlung der Salatwurzel nachgewiesen werden. (Dietel, et al., 2012)

Die Anzahl vegetativer FZB42-Zellen beginnt ungefähr sechs Wochen nach der Inokulation abzunehmen. Daher wird angenommen, dass FZB42 in der Wurzelmikrobiota nicht sehr konkurrenzstark ist (Borriss, 2015). Die Mikrobiota junger Pflanzen ist noch nicht stabil, um einen effektiven Schutz vor dem Pathogen *Rhizoctonia solani* zu bieten, muss FZB42 vor und nach dem Umpflanzen von Salat appliziert werden (Berendsen, Pieterse, & Bakker, 2012).

Mit der T-RFLP Methode konnte gezeigt werden, dass FZB42 die Struktur des Wurzelmikrobioms unter normalen Bedingungen nicht verändert (Correa, et al., 2009). Die Applikation von FZB42 kann jedoch ungünstige Veränderungen in der Mikrobiomzusammensetzung, die durch die Präsenz des Pathogenes *R.solani* verursacht werden, teilweise kompensieren (Kröber, et al., 2014).

Krankheitsunterdrückende Effekte durch die direkte Wirkung von Sekundärmetaboliten

Genanalysen zeigten, dass fast 10% des Genoms von FZB42 dazu da ist, antimikrobielle Metaboliten zu synthetisieren (Chen, et al., 2009). Lange Zeit wurde angenommen, dass die Pflanzenschutzeffekte von PGPR damit erklärt werden können, dass sie unter Laborbedingungen antibiotische Stoffe ausscheiden. Aufgrund von Untersuchungen der letzten Jahren wird angenommen, dass dies nicht unbedingt zur Folge hat, dass die Bakterien diese Verbindungen auch im Biofilm auf Wurzeloberflächen produzieren. (Borriss, 2016; Chowdhury, Hartmann, Gao, & Borriss, 2015)

Zu beachten ist ausserdem, dass *Bacillus*-Arten Abwehrreaktionen, wie die Sporulation, die Synthese extrazellulärer degradierender Enzyme und die Produktion antibiotischer Stoffe als Reaktion auf Ernährungsstress aktivieren. Unterschiedliche Nährstoffverfügbarkeiten führen zur Produktion unterschiedlicher antibiotischer Stoffe. Die antimykotische Aktivität von *B.amyloliquefaciens* wird auf Kulturmedien stark durch die Konzentration von Stickstoff beeinflusst. (Caldeira, et al., 2007)

FZB42 kann die antimykotischen zyklischen Lipopeptide Surfactin, Fengycin und Bacillomycin D (= Iturin) produzieren (Koumoutsis, et al., 2004). Die Synthese antibiotischer Metaboliten wird im Labor in Anwesenheit von Pflanzenpathogenen verstärkt (Cawoy, et al., 2015; Li, et al., 2014). Auch in *in situ* Versuchen löste die Präsenz des Phytopathogen *R. solani* beim FZB42 eine erhöhte Produktion von Surfactin und Bacillomycin D aus (Chowdhury, et al., 2015). Andere Studien bestätigen eine vermehrte Produktion von Bacillomycin D und Fengycin als Reaktion auf *Fusarium oxysporum* und *Botrytis cinerea* (Cawoy, et al., 2015).

Zu den von FZB42 synthetisierten Polyketiden mit antibakterieller Aktivität (Borriss, 2013; Chen, et al., 2006; Schneider, et al., 2007) gehören Difficidin, Macrolactin und Bacillaene. Difficidin unterdrückt den Pflanzenpathogen *Erwinia amylovora* (Chen, et al., 2009).

Zudem produziert FZB42 Bacteriocine, die neben Bakterien auch Nematoden unterdrücken (Scholz, et al., 2011; Scholz, Vater, Budiharjo, Wang, He, & Dietel, 2014). *In planta* Studien zeigten, dass FZB42 gegen die Wurzelgallennematoden *Meloidogyne incognita* wirkt. Die Anzahl Nematodeneier in Tomatenwurzeln, sowie juvenile Nematoden im Boden und Pflanzengallen werden reduziert (Burkett-Cadena, et al., 2008).

Die Reduktion von Krankheitsanzeichen durch die Applikation von FZB42 könnte auf der antimikrobiellen Aktivität dieser Sekundärmetaboliten beruhen. Doch mit Ausnahme von Surfactin sind die Konzentrationen von antimykotischen Lipopeptiden *in planta* relativ gering (Chowdhury, et al., 2015; Nihorimbere, et al., 2012). Ebenso können *in planta* keine antibakteriellen Verbindungen gefunden werden (Debois, et al., 2014).

Surfactin ist weniger antimykotisch als Fengycin und Bacillomycin D. Es ist jedoch bei der Besiedlung der Wurzel relevant, da es für die Fortbewegung auf Gewebe und die Bildung des Biofilms eine bedeutsame Rolle spielt. Auf Grund dieser Erkenntnisse wird die direkte Funktion der

Sekundärmetaboliten für den Pflanzenschutzeffekt von FZB42 angezweifelt. (Borriss, 2016; Chowdhury, Hartmann, Gao, & Borriss, 2015)

Krankheitsunterdrückende Effekte durch die indirekte Wirkung von Sekundärmetaboliten

B.amyloliquefaciens subsp. *plantarum* sondert verschiedene hydrolytische Enzyme ab, die cellulose und hemicellulose Bestandteile von Zellwänden abbauen, was bei Pflanzen Abwehrreaktionen auslöst (Borriss, 2013; Ebel & Scheel, 1997).

Durch Surfactin, die volatilen organischen Verbindungen (VOC, für engl. volatile organic compounds) Acetoin und 2,3-Butandiol und allenfalls weiteren, bisher nicht identifizierten Sekundärmetaboliten kann FZB42 die Mechanismen der induzierten systemischen Resistenz (ISR) auslösen. ISR ist die verstärkte Abwehrkapazität der Pflanze gegen verschiedene Pathogene. Sie wird durch eine lokale Induktion, in diesem Fall an den Wurzeln, durch nützliche Mikroorganismen ausgelöst (Pieterse, et al., 2014). ISR unterscheidet sich von systemisch erworbener Resistenz (SAR) welche durch pathogene Mikroorganismen ausgelöst wird. (Borriss, 2016; Chowdhury, Hartmann, Gao, & Borriss, 2015)

B.amyloliquefaciens subsp. *plantarum* kann in verschiedenen Gemüsearten, Raps, Tabak und tropischen Kulturpflanzen ISR hervorrufen (Kloepper, Ryu, & Zhang, 2004; Raaijmakers, et al., 2010; Sarosh, Danielsson, & Meijer, 2009). Appliziert bei Tabak zeigte FZB42 eine Reduktion der Symptome des Tabakmosaikvirus in den Blättern. Wegen der räumlichen Distanz zwischen dem nützlichen Bakterium und dem Pathogen muss dieser Effekt der ISR zugeschrieben werden. (Wang, et al., 2009).

Versuche mit *Arabidopsis*-Sprossen belegen, dass die VOCs von *B.amyloliquefaciens* subsp. *plantarum* die ISR aktivieren (Ryu, et al., 2003). Dabei lösen bestimmte Wurzelausscheidungen bei FZB42 die Ausscheidung vom Acetolactat-Synthase-Protein (ALS) aus. ALS ist in der Acetoin-Biosynthese involviert, durch die in der Pflanze ISR induziert wird (Kierul, et al., 2015).

Obwohl viele Studien zur Belegung von krankheitsunterdrückenden Effekten auf Kulturpflanzen durchgeführt wurden, sind die damit verbundenen Wirkmechanismen noch nicht vollständig geklärt. Auf Grund der erwähnten Erkenntnisse wird spekuliert, dass das Anregen der ISR der wichtigste Mechanismus im Schutz der Pflanze vor pathogenen Mikroben, Viren und Nematoden durch FZB42 ist. (Borriss, 2016; Chowdhury, Hartmann, Gao, & Borriss, 2015)

Pflanzenwachstumsfördernde Effekte

Obwohl mehrere Studien den pflanzenwachstumsfördernden Effekt von FZB42 an verschiedenen Pflanzen bestätigen, werden die molekularen und physiologischen Mechanismen dieser Biodüngung noch nicht gänzlich verstanden (Borriss, 2016; Perez-Garcia, Romero, & de Vicente, 2011). Verschiedene Faktoren des komplexen Zusammenwirkens von Rhizobakterien und Pflanze sind bekannt:

- *B.amyloliquefaciens* tragen durch die Produktion von Phytasen zur Pflanzenverfügbarkeit von Phosphat, Zn^{2+} , Fe^{2+} und Ca^{2+} im Boden bei (Perez-Garcia, Romero, & de Vicente, 2011)
- *B. amyloliquefaciens* kann das Auxin Indol-3-essigsäure (IAA, von engl. "indole-3-acetic acid") synthetisieren, welches das Sprosswachstum und die Bewurzelung anregt (Idris, et al., 2007).
- Acetoin und 2,3-Butandiol tragen nicht nur zur ISR bei sondern haben auch einen direkten pflanzenwachstumsfördernden Effekt. (Borriss, 2016; Ryu, et al., 2003)
- *B. amyloliquefaciens* subsp. *plantarum* produziert die Enzyme endo-1,4- β -glucanase und endo-1,4- β -xylanase. Durch diese werden Hydrolyseprodukte von Makromolekülen pflanzenverfügbar. (Borriss, 2013)

2.2 Organische Biostimulanzien

Im diesem Kapitel wird beschrieben, was über die Effekte und Funktionsmechanismen von den vier ausgewählten Biostimulanzien aus der Wissenschaft bekannt ist. Die erläuterten Biostimulanzien werden im Pflanzenbau bereits angewendet und sind in der Schweiz als Produkte erhältlich.

2.2.1 Aminosäuren

Die auf Pflanzen biostimulierend wirkenden Aminosäuren sind die linksdrehenden Aminosäuren (L-Form). In dieser Form kommen Aminosäuren in der Natur vor und können von Pflanzen direkt, ohne biochemische Umwandlung genutzt werden (Näsholm, Kielland, & Ganeteg, 2009). L-Aminosäuren werden durch chemische und enzymatische Proteinhydrolyse aus tierischen (z.B. Kollagen, Epithelgewebe) und pflanzlichen (z.B. Ernterückstände) Nebenprodukten gewonnen (du Jardin, 2015; Sharma, et al., 2016).

Die Aminosäuren wirken auf vielfache Weisen pflanzenwachstumsfördernd (Calvo, Nelson, & Kloepper, 2014). Direkte Effekte von L-Aminosäuren auf die Pflanzen umfassen:

- Veränderung der Stickstoffaufnahme und -assimilation durch die Regulierung von Enzymen der Aminosäureassimilation und deren Strukturgene sowie durch ihren Einfluss auf die Signalwege der Stickstoffaufnahme in der Wurzel. (Botta, 2012; du Jardin, 2015).
- Beeinflussung der Wechselwirkung zwischen Stickstoff- und Kohlenstoffstoffwechsel, durch die Regulierung von Enzymen des Citratzyklus (TCA) (du Jardin, 2015)
- Hormon-ähnliche Wirkungen (Colla, et al., 2014)
- Aus der Aminosäure Tryptophan synthetisieren Pflanzen das Auxin Indol-3-essigsäure (Ljung, Bhalerao, & Sandberg, 2001). Dadurch wird die Spross- und Wurzelmasse beeinflusst (Woodward & Bartel, 2005).
- Glycinbetain und Prolin sind Radikalfänger, sie wirken antioxidativ und erhöhen die Toleranz gegenüber Umweltstressfaktoren (du Jardin, 2015).
- Die Toleranz gegenüber Temperaturstress wird erhöht weil Aminosäuren als Osmolyten agieren, die den Ionentransport und die Stomataöffnung regulieren (Botta, 2012)

Indirekte Effekte von Aminosäuren sind ebenfalls von Bedeutung für die Pflanzenernährung und das Wachstum:

- Erhöhung der mikrobiellen Biomasse und Aktivität im Boden (Moe, 2013) (siehe Abschnitt 2.3.2).
- Einige Aminosäuren, beispielsweise Prolin, wirken chelatbildend. Diese Eigenschaft kann Pflanzen vor Schwermetallen schützen oder zur Pflanzenverfügbarkeit von Nährstoffen beitragen. (du Jardin, 2015)
- Verbesserung der Bodenatmung und Bodenfruchtbarkeit insgesamt (du Jardin, 2015).

Kulturpflanzen wird üblicherweise anorganischer Stickstoff zugefügt, welchen sie mit der Wurzel aufnehmen und durch enzymatische Prozesse in Aminosäuren umwandeln. Ab den 1990er Jahren wurde in Studien gezeigt, dass Pflanzen auch direkt Aminosäuren aufnehmen können. Die Aufnahme von Aminosäuren kann ähnlich wie bei anorganischem Stickstoff über die Wurzel erfolgen, aber zusätzlich auch über die Blätter. (Liu & Lee, 2012; Neelam, et al., 1999)

In Versuchen wurde aufgezeigt, dass durch eine Applikation von Aminosäuren zusätzlich zu anorganischer Stickstoffdüngung ein besseres Pflanzenwachstum erzeugt wird als bei ausschliesslicher Verwendung von anorganischem Stickstoff (Joy, 1969). Die Applikation führt ausserdem zu einem verringerten Nitratgehalt und erhöhtem totalen Stickstoffgehalt in Salat und anderen Blattgemüsen (Gunes, et al., 1994; Liu & Lee, 2012).

In anderen Untersuchungen mit L-Aminosäuren blieb die Erntemenge von Salaten gleich, der Nitratgehalt wurde jedoch verringert (Tsouvaltzis, et al., 2014).

Nur wenige Aminosäuren (z.B. Leucin, Glutamin und Asparagin) können bei höheren Pflanzen als alleinige Stickstoff-Quelle ausreichen (Forsum, et al., 2008). Der Stickstoffgehalt von Aminosäureprodukten ist für ihre Wirkung nicht ausschlaggebend. Entscheidend ist die optimale L-Aminosäureverteilung (Wolf, 2015).

Andere Studien berichteten, dass Aminosäuren in hohen Konzentrationen das Spross- und Wurzelwachstum hemmen, dieses Phänomen wird in Englisch als „general amino acid inhibition“ bezeichnet (Bonner, et al., 1992; Piryns, Vernailen, & Michel, 1988).

2.2.2 Huminsäuren

Huminsäuren sind hochmolekulare chemische Verbindungen, die neben anderen Huminstoffen während des Abbauprozesses von Überresten abgestorbener Lebewesen durch Humifizierung gebildet werden. Huminstoffe können aus Torf, Kohle, Braunkohle, Kompost oder Mineralvorkommen (Leonarditen) gewonnen werden. Nach ihrer Löslichkeit und Molmasse werden sie in wasserlösliche Fulvosäuren (Molmasse < 3000 Da), wasserunlösliche, aber alkalilösliche Huminsäuren und wasser- und alkaliunlösliche Humine aufgeteilt. Huminsäuren sind reich an funktionellen Carboxylgruppen aber auch zahlreichen anderen funktionellen Gruppen. (du Jardin, 2015; Sharma, et al., 2016)

Huminsäuren wirken über verschiedene Mechanismen auf die Nährstoffaufnahmefähigkeit von Pflanzen und die Nährstoffeffizienz und ergeben somit höhere Erträge, ermöglichen die Einsparung von Düngemitteln und helfen Verlusten im Landbau zu verringern. (du Jardin, 2015; Rose, et al., 2014).

Huminsäuren haben folgende indirekte Effekte auf die Pflanzenproduktivität über den Bodenzustand:

- Verbesserung der Struktur des Bodens und der Kationenaustauschkapazität (KAK). Die Wasser- und Nährstoffhaltefähigkeit des Bodens wird erhöht. Wasserlösliche, anorganische Nährstoffe, insbesondere Nitrat, werden nicht ins Grundwasser ausgewaschen sondern zusammen mit dem Wasser im Boden gehalten. Wasser steht den Pflanzen somit auch in trockenen Perioden zur Verfügung und dürrbedingte Stresssituationen werden vermieden. (Sharma, et al., 2016)
- Durch Chelatbildung werden Nährstoffe (N, P, K) sowie Spurenelemente (z.B. Fe, Zn) in eine pflanzenverfügbare Form umgewandelt. (Sharma, et al., 2016)
- Schwermetalle werden durch Chelatbildung immobilisiert. Damit wird deren Toxizität vermindert und durch Aluminium gebundenes Phosphat freigesetzt. (Sharma, et al., 2016)
- Durch die hohe KAK wirken die Huminsäuren ausgleichend auf hohe Salzkonzentrationen. Der Osmosedruck im Wurzelbereich wird verringert (Böhme, Pinker, & Junge, 2016).
- Erhöhung der Pufferkapazität des Bodens, durch Ausgleich hoher und tiefer pH-Werte werden Nährstoffe und Spurenelemente pflanzenverfügbar respektive säurebedingter Stress verringert. (Sharma, et al., 2016)

Direkte Effekte von Huminsäuren, über physische metabolische Prozesse in den Pflanzen sind:

- Protonenpumpen (H^+ -ATPase) in Zellmembranen werden stimuliert. Der elektrochemische Gradient wird für den Transport von Nährstoffen über die Zellmembran gebraucht. (Canellas & Olivares, 2014; Valdrighi, et al., 1996). Eine Verbesserte Nährstoffaufnahme wurde für N, P, Fe, Cu und Zn beobachtet. (Böhme, Pinker, & Junge, 2016)
Zudem tragen die Protonenpumpen zur Lockerung der Zellwand, der Zellvergrößerung und dem Organwachstum (z.B. Wurzeln) bei (Jindo, et al., 2012) .
- Der Wurzelaufbau und die Wurzelwachstumsdynamik werden beeinflusst. Dadurch resultiert eine erhöhte Wurzelmasse, -verzweigung und Dichte von Wurzelhaaren. Diese Veränderungen erlauben eine Adaption an Böden mit geringer Fruchtbarkeit. (Canellas & Olivares, 2014)
- Veränderungen der Wurzelausscheidungen, wie auch primäre und sekundäre Metaboliten (Canellas & Olivares, 2014). Huminsäuren verstärken die Aktivität der Enzyme des Phenylpropanoidstoffwechsels, der Phenole produziert, die im sekundären Metabolismus und vielen Stressreaktionen eine Rolle spielen (du Jardin, 2015).
- Zudem sind Huminsäuren reich an organischen und auch mineralischen Substanzen (du Jardin, 2015).

2.2.3 *Ascophyllum nodosum*-Extrakt

Braunalgenextrakte werden seit längerer Zeit in der Landwirtschaft als Dünger verwendet (Loureiro, Reis, & Critchley, 2010), ihre Wirkung als Biostimulator wird erst seit kürzerer Zeit wissenschaftlich untersucht (Wally, et al., 2013). *Ascophyllum nodosum*-Extrakt (ANE) ist eines der meist verwendeten Algenextrakte. Es kann im Bewässerungswasser gelöst über die Wurzel oder als Blattapplikation verwendet werden. (Battacharyya, et al., 2015). Die Applikation von ANE hat folgende biostimulierende Effekte auf Pflanzen:

- Durch einen Gehalt an Stickstoff, Phosphor, Potassium, Kalzium, Eisen, Magnesium, Zink, Natrium und Schwefel wirkt ANE düngend (Rayorath, et al., 2009).
- ANE enthält die Chelatbildner Mannitol und Phenol, dadurch werden im Boden gebundene Nährstoffe pflanzenverfügbar gemacht. Ausserdem erhöht ANE die Expression des Nitrat-Transporter-Gens NRT1.1, welches den Stickstoff- und Auxintransport fördert, wodurch das Wachstum von lateralen Wurzeln und die Stickstoffassimilation verbessert werden (Castaings, et al., 2011; Krouk, et al., 2010). Bei der Blattapplikation wird die Nährstoffaufnahme über die Blätter vergrössert. (Battacharyya, et al., 2015)
- Das Wachstums wird durch das in ANE nachgewiesene Auxin Indol-3-essigsäure beeinflusst (Panda, Pramanik, & Nayak, 2012). Durch das Phytohormon Abscisinsäure wirkt ANE hemmend auf das Wachstum des Hypokotyls bei Salat (Hussain & Boney, 1973).
- Phytohormon-ähnliche Effekte begründen hauptsächlich auf Auslöser-Molekülen, die selektiv Gene des Phytohormonmetabolismus regulieren und dadurch den endogenen Phytohormonmetabolismus der Pflanze stören (Wally, et al., 2013). Chemische Bestandteile von ANE induzieren die Amylase-Aktivität unabhängig von Gibberellinen (Rayorath, et al., 2009).
- Die abiotische Stresstoleranz wird durch verschiedene Stoffe erhöht. ANE enthalten die osmotisch aktiven Betaine γ -Aminobuttersäurebetain (ABAB), Glycinbetain, δ -Aminovaleriansäurebetain und Laminin (MacKinnon, et al., 2010). Diese verringern osmotischen Stress wie hohe Salzgehalte oder Dürre (Panda, Pramanik, & Nayak, 2012). Bei Untersuchungen von Gemüsekulturen mit reduzierter Bewässerung wurde mit ANE der Wassergehalt in den Blättern erhöht und das Welken verzögert (Neily, et al., 2010). Die Frosttoleranz wird verbessert indem das osmotische Potential der Blätter reduziert wird (Khan, et al., 2009). Unter zu hohen Temperaturen verbesserte ANE die Keimung und die Leistung von Salatkeimlingen (Moeller & Smith, 1998). Flavonoide spielen eine Rolle in der Stressreaktionen auf UV-Licht und weiteren Stressfaktoren (Battacharyya, et al., 2015). *A.nodosum*-Extrakt enthält zudem hohe Konzentrationen von Phenolverbindungen. Phenole werden von Pflanzen unter Stressbedingungen synthetisiert und schützen Zellen und zelluläre Bestandteile (Nakamura, et al., 1996; Wang, Jonsdottir, & Ólafsdóttir, 2009). Sie haben eine antioxidative Wirkung und fangen freie Radikale wie Sauerstoff-, Superoxyde-, Hydroxyl-, Alkoxy- und Peroxy-Radikale ein (Andjelkovic, et al., 2006). Das osmotisch aktive Mannitol ist ein weiteres Schutzmittel in Reaktionen auf abiotischen Stress (Reed, et al., 1985).
- Blattapplikation von ANE reduzierten die Infektion mit *Phytophthora capsici* bei Paprika und *Plasmopara viticola* bei Weinreben (Lizzi, et al., 1998). Die Bodenapplikation stimulierte das Wachstum und die Aktivität von Mikroben, die antagonistisch gegenüber *Pythium ultimum* sind (Dixon & Walsh, 2002).
- Die Betaine im ANE erhöhen den Chlorophyllgehalt durch eine verbesserte Biogenese von Chloroplasten, einen reduzierten Chlorophyllabbau und eine verzögerte Seneszenz (Jannin, et al., 2013; Rayorath, et al., 2009). Bei mit ANE behandelten Pflanzen wurde die mit Cysteinproteasen assoziierte Seneszenz herunterreguliert während die Expression von Genen, die mit Photosynthese, Zellmetabolismus, Stressreaktionen, Stickstoff- und Schwefelstoffwechsel assoziiert werden, herauf reguliert wurde (Jannin, et al., 2013).

2.2.4 *Lychnis viscaria*-Extrakt

Pechnelkenextrakt wird aus den Samen von *Lychnis viscaria* (Synonym für *Silene viscaria*) gewonnen. Das Extrakt enthält eine relativ grosse Menge von den Brassinosteroiden (BR) 24-epi-castasteron und 24-epi-secasteron, welche auf Pflanzen biostimulierend wirken (Friebe, et al., 1999). Brassinosteroide sind in vielen verschiedenen höheren Pflanzen in sehr unterschiedlichen Mengen enthalten (Clouse & Sasse, 1998). Es sind ubiquitäre Phytohormone, die eine Vielzahl von Reaktionen hervorrufen (Müssig & Altmann, 1999). Die Effekte des *L.viscaria*-Extrakts (LVE) sind:

- BR fördern das Sprosswachstum indem sie die Protonenpumpen aktivieren und Zellerweiterung sowie Zellteilung anregen (Sasse, 2002). Die Auswirkungen auf die Wurzeln sind weniger konsistent. Schon bei geringen Dosen kann die Wurzelentwicklung verringert werden, in anderen Studienfällen wurde hingegen Wurzelwachstum beschrieben (Roddick & Guan, 1991). BR verstärken die Apikaldominanz und den Gravitropismus (Müssig & Altmann, 1999; Sasse, 2002).
- BR unterstützen die Differenzierung von Zellen und Gewebe, insbesondere des Xylems. Sie steuern das Etiolement und hemmen die Anthocyanbildung, die der Pflanze zum Schutz vor UV-Licht dient. (Müssig & Altmann, 1999; Sasse, 2002)
- Die Keimung wird durch BR verbessert (Sasse, 2002).
- Verstärkung der Seneszenz der Blätter durch BR (Sasse, 2002).
- Stresstoleranz gegenüber abiotischem Stress, wie hohen und tiefen Temperaturen, Dürre, hohen Salzkonzentrationen und Schwermetallen wird durch komplexe molekulare Veränderungen erhöht (Bajguz & Hayat, 2009; Krishna, 2003). Brassinosteroide wirken zusammen mit Phytohormonen, die Abwehrmechanismen wie Salicyl- und Jasmonsäure sowie Ethylen aktivieren (Bajguz & Hayat, 2009; Krishna, 2003).
- Schutz vor unterschiedlichen Pathogenen (Hamada, 1986). Das LVE selbst ist nicht antimikrobiell und muss daher indirekt über induzierte Pflanzenresistenz wirken (Roth, Friebe, & Schnabl, 2000).

Der pflanzenwachstumsfördernde und ertragserhöhende Effekt war in Feldversuchen unter Stressbedingungen deutlicher als in Versuchen unter optimalen Wachstumsbedingungen. Doch die Rolle die BR für das Pflanzenwachstum spielt wurde durch genetische, molekulare und biochemische Verfahren bestätigt. (Krishna, 2003)

2.3 Mischung von Biostimulanzien und Mikroorganismen

2.3.1 *B.amyloliquefaciens* in Kombination mit Biostimulanzien

Applikationen verschiedener biostimulierender Substanzen in Kombinationen mit *B.amyloliquefaciens* subsp. *plantarum* können noch förderlicher für das Pflanzenwachstum und die Entwicklung sein als einzeln angewendet. In einem Versuch an Gurken wurde die kombinierte Applikation von *B.amyloliquefaciens* FZB24 mit den Biostimulanzien Laktat und Humin-säuren getestet. Fast alle einzelnen und kombinierten Produkte zeigen leicht höhere Wurzel- und Sprossfrischmassen als die Kontrolle. Dabei ist der Applikationsort entscheidend, die Wurzelapplikation führt in jeder Variante zu einem höheren Sprossfrischgewicht als die Blattapplikation. Hingegen ist das Sprossfrischgewicht der Blattapplikation mit FZB24 geringer als das der Kontrolle. (Böhme, Pinker, & Junge, 2016)

Der Effekt der Biostimulanzien kommt deutlicher zum Vorschein, wenn der gleiche Versuch unter Stressbedingungen (pH-Wert, Temperatur) durchgeführt wurde. Die Biostimulanzien stabilisieren den pH und den EC im Substrat und fördern dadurch das Pflanzenwachstum. (Böhme, Pinker, & Junge, 2016)

Die Kombination aller Biostimulanzien mit FZB24 ist zwar nicht in jedem Fall besser als die einzelnen Biostimulanzien, doch da keine negativen Effekte durch die Kombinationen gefunden wurden, wird geraten die Biostimulanzien und FZB24 zu kombinieren, um gleichzeitig mehrere potenzielle Stressfaktoren abzuwenden (Böhme, Pinker, & Junge, 2016).

Ein früherer Versuch an Tomaten zeigte ebenfalls keine negativen Effekte auf die Pflanzen. Die Resultate der Kombinationen von Huminsäuren, Lactaten und FZB24 (damals noch *B.subtilis*) waren besser als die der einzeln applizierten Biostimulanzien (Böhme M., 1999).

2.3.2 Aminosäuren und Mikroorganismen

Eine Veränderung des Aminosäuregehalts in der Rhizosphäre kann die Zusammensetzung ihrer Mikroorganismengemeinschaft verändern. Aminosäuren spielen eine Rolle in symbiotischen Pflanzen-Mikroorganismen Interaktionen und der Pathogenese in der Rhizosphäre (Moe, 2013). Aminosäuren sind eine Stickstoff- und Kohlenstoffquelle für Mikroorganismen. Verschiedene Studien zeigten, dass Aminosäuren die Biofilmbildung von Rhizobakterien beeinflussen (Kolodkin, et al., 2010; O'Toole & Kolter, 1998; Valle, et al., 2008). Bakterien, die Aminosäuren aufnehmen und als Stickstoff- und Kohlenstoffquelle für ihr Wachstum verwenden, werden gegenüber anderen gefördert. Die Aminosäure Valin ist für manche Bakterien sogar toxisch. (Moe, 2013)

Aminosäuren wirken zudem auf die Genexpression von Bakterien. Bei den mit *B.amyloliquefaciens* verwandten *B.subtilis* regulieren Aminosäuren die für Sporenbildung, Nährstofftransport, Antibiotikasyntese und Chemotaxis zuständigen Gene (Mäder, et al., 2002; Shvers & Sonenshein, 2004).

Die Aufnahme von Aminosäuren über die Wurzel kann durch Mykorrhiza erhöht werden, andere Mikroorganismen, beispielsweise *Pseudomonas* geben bestimmte Verbindungen ab um den Efflux anzuregen oder den Influx zu blockieren. Der Efflux von Aminosäuren ist Energie abhängig. (Moe, 2013)

2.3.3 Huminsäuren und Mikroorganismen

Mit Huminsäure behandelte Pflanzen interagieren eher mit Bioinokulaten. Huminsäuren modifizieren sowohl die Struktur als auch die Aktivität der Mikrobengemeinschaft in der Rhizosphäre (Canellas & Olivares, 2014). Sie stimulieren das vegetative Wachstum und erhöhen die Anzahl bakterieller Nitrifizierer. (Valdrighi, et al., 1996). Die Interaktionen von Huminsäuren mit lebenden Organismen sind aber noch nicht umfänglich geklärt (Valdrighi, et al., 1996).

2.3.4 *Ascophyllum nodosum*-Extrakt und Mikroorganismen

A.nodosum-Extrakt aktiviert bei Bakterien die Expression des NodC-Gens, das durch imitieren des Flavonoid-Luteolin-Effekts eine bedeutsame Rolle in der Bakterien-Pflanzen-Kommunikation spielt (Khan, et al., 2009). Bestandteile des *A.nodosum*-Extrakts fördern das Wachstum und die Wurzelbesiedlung von nützlichen Wurzelsymbiosepilzen (Battacharyya, et al., 2015; Kuwada, et al., 2006). Das Rhizobakterium *Sinorhizobium melitoli* bildet bei Applikation von *A.nodosum*-Extrakt mehr stickstofffixierende Wurzelknöllchen bei Alfalfa (Khan, et al., 2012).

2.3.5 *Lychnis viscaria*-Extrakt und Mikroorganismen

L.viscaria-Extrakt ist nicht antimikrobiell (Roth, Friebe, & Schnabl, 2000). Studien zu direkten Effekten von *L.viscaria*-Extrakt auf Mikroorganismen konnten nicht gefunden werden.

3 Fragestellung und Zielsetzung

Im Verlauf der letzten 10 Jahre wurden vermehrt Studien durchgeführt um die Effekte von Biostimulanzen wissenschaftlich zu untersuchen. Die komplexen physiologischen Wirkmechanismen der meisten Biostimulanzen sind zwar teilweise noch nicht gänzlich verstanden, doch die Resultate von Versuchen bestätigten ihre positiven Effekte auf Kulturpflanzen. Sowohl die organischen als auch der mikrobielle Biostimulator wirken pflanzenwachstumsfördernd, krankheitsunterdrückend und erhöhen die Toleranz gegenüber Stressfaktoren.

Obwohl von vielen Biostimulanzen bekannt ist, dass sie Mikroorganismen beeinflussen können, liefern nur wenige wissenschaftliche Untersuchungen Erkenntnisse über die Wirkung von Biostimulanzen auf nützliche Bodenmikroorganismen.

Für die pflanzenbauliche Praxis wäre es interessant zu wissen, ob sich die Vorteile der organischen Biostimulanzen mit dem Einsatz des mikrobiellen Hilfsstoffes FZB42 kombinieren lassen. Zu diesem Thema wurden erst sehr wenige Untersuchungen durchgeführt. Einzelne Versuche zeigten, dass die gleichzeitige Applikation verschiedener Biostimulanzen zusammen mit dem nützlichen PGPR *B.amyloliquefaciens* subsp. *plantarum* noch förderlicher auf die Erntemenge wirken kann, als ihre separate Anwendung. Doch durch die komplexen Wirkmechanismen könnten einerseits verschiedene Biostimulanzen nicht nur förderlich sondern auch beeinträchtigend auf nützliche Mikroorganismen wirken. Andererseits könnte die kombinierte Applikation auch zur Aktivierung von Mechanismen führen, welche unerwartete synergetische Effekte hervorrufen.

In dieser Arbeit soll daher die folgende Leitfrage verfolgt werden:

Welche Biostimulanzen stimulieren *Bacillus amyloliquefaciens* FZB42 positiv und ergänzen seine nützliche Wirkung auf Pflanzen durch additive oder synergistische Effekte?

Für die Untersuchung dieser Frage wird in einem Topfversuch *Bacillus amyloliquefaciens* FZB42 in Kombination mit verschiedenen Biostimulanzen appliziert und die Effekte dieser Kombinationen auf Kopfsalate erhoben.

Bacillus amyloliquefaciens FZB42 wird als nützlicher Mikroorganismus für diesen Versuch ausgewählt, weil er gut erforscht und seine praktische Anwendung bereits etabliert ist. Kombiniert wird FZB42 mit den organischen Biostimulanzen Aminosäuren, Huminsäuren, *Ascophyllum nodosum*-Extrakt und *Lychnis viscaria*-Extrakt, die ebenfalls als Produkte für den Pflanzenbau erhältlich sind und von denen teilweise bekannt ist, dass sie die Wurzelmikrobiota positiv beeinflussen.

Untersucht wird die Auswirkung der Applikationsmischungen auf Prüfmerkmale, die in vorhergehenden Studien mit FZB42 bereits untersucht wurden. Die verschiedenen Effekte von FZB42 sind teilweise miteinander gekoppelt und so wurde für diesen Versuch eine Auswahl an zu untersuchenden Prüfmerkmalen getroffen: Die Keimfähigkeit, das Pflanzenwachstum und der physiologische Zustand der Versuchspflanzen. Die krankheitsunterdrückende und stresstoleranzerhöhende Wirkung wird nicht spezifisch getestet. Im Versuch wird zwar auf Dünge- und Pflanzenschutzmittel verzichtet, so dass die Möglichkeit besteht, dass Pathogene auftreten, Stresssituationen werden jedoch nicht künstlich herbeigeführt.

Im Anschluss an den Versuch werden die gewonnenen Resultate bezüglich ihrer Wirkung auf die Pflanzen diskutiert und mögliche Gründe für die gefundenen Effekte erörtert. Die Versuchsmethoden werden kritisch reflektiert und Empfehlungen für weiterführende Untersuchungen abgegeben.

4 Material und Methoden

Dieses Kapitel beschreibt zunächst die verwendeten Materialien, den Versuchsaufbau und die Versuchsdurchführung. Im vierten Abschnitt wird die Durchführung der Bonituren beschrieben und danach die Methoden der statistischen Auswertung der Daten erläutert.

4.1 Hilfsstoffe und Pflanzenmaterial

4.1.1 Versuchspflanzen

Als Versuchspflanze wurde Salat gewählt, da diese Pflanze in Studien mit FZB42 bereits verwendet wurde und eine in der pflanzenbaulichen Praxis weit verbreitete Kulturpflanze ist. Dabei wurde die in der Schweiz verbreitete Kopfsalatsorte 'Attraktion' (siehe Tabelle 2), welche sich für eine Aussaat im Versuchszeitraum eignet ausgesucht. Damit der Einfluss der Produkte auf die gesamte Entwicklung der Pflanzen erfasst werden konnte, wurden nicht wie in der Praxis üblich Setzlinge verwendet, sondern selbst ausgesät.

Tabelle 2: Verwendetes Saatgut/ Versuchspflanze

Gattung	Art	Sorte	Hersteller
<i>Lactuca</i>	<i>sativa</i>	'Attraktion' Kopfsalat	UFA-Samen, fenaco Genossenschaft

4.1.2 Biostimulanzen und mikrobieller Hilfsstoff

Alle für die Applikationsmischungen verwendeten Biostimulanzen (siehe Tabelle 3) sind im Handel erhältliche Produkte und wurden von der Firma Andermatt Biocontrol zur Verfügung gestellt.

Tabelle 3: Für Applikationsmischungen verwendete Bio-Stimulanzen und Mikroorganismen

Bio-Substanz	Produktname	Hersteller
<i>Bacillus amyloliquefaciens</i> FZB42	RhizoVital 42	Andermatt Biocontrol
Aminosäuren	AminoPlus	Andermatt Biocontrol
Huminsäuren	-	Vitens Laboratorium
Braunalgenextrakt (aus <i>Ascophyllum nodosum</i>)	AlgoVital Plus	Andermatt Biocontrol
Pechnelkenextrakt (aus <i>Lychnis viscaria</i>)	LuckyPlant	AgrarForUM AG

Alle Biostimulanzen ausser LuckyPlant waren flüssige Produkte. LuckyPlant war ein wasserlösliches Pulver.

4.2 Versuchsaufbau

Damit die Effekte der Applikationsmischungen möglichst gut erfasst und interpretiert werden konnten, wurde der Versuch im regulierten Gewächshaus als Topfversuch durchgeführt. So konnten mehr unbekannte Faktoren ausgeschlossen werden als bei einem Freilandversuch.

Die erste Versuchsreihe fokussierte die Zielsetzung. Dazu wurde getestet, wie sich Applikationsmischungen von FZB42 und verschiedenen Biostimulanzen auf die Kulturpflanzen auswirken. Aufbauend auf den Erkenntnissen der ersten Versuchsreihe erfolgte eine zweite Versuchsreihe mit dem Schwerpunkt die Effekte der einzelnen Biostimulanzen unter den gegebenen Versuchsbedingungen zu überprüfen und eine Vergleichsreferenz zu den Effekten der Misch-Varianten aus Versuchsreihe 1 zu erhalten. Die Versuchsreihen wurden in zwei Versuchsphasen eingeteilt (siehe Tabelle 4).

Tabelle 4: Versuchsphasen und Zeitraum

Versuchsphase	Dauer	Zeitraum	
		Versuchsreihe 1	Versuchsreihe 2
Anzucht	2 Wochen	08.02.-22.02.2017	17.03.-31.03.2017
Topfkultur	6 Wochen	22.02.-05.04.2017	31.03.-15.05.2017

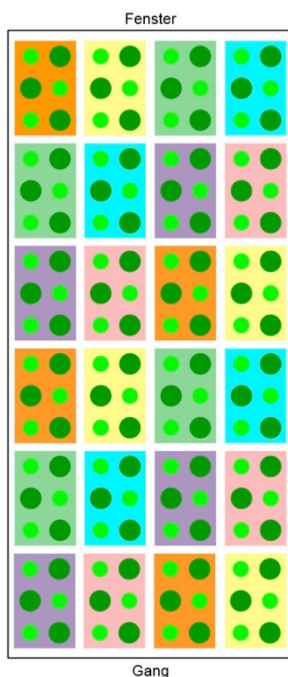
Die für die jeweilige Versuchsreihe aufgestellten Varianten sind in Tabelle 5 aufgeführt.

4.2.1 Versuchsanlage

Der Versuch wurde nach Tabelle 5 angelegt und auf einem Fluttisch im Gewächshaus GC171 (siehe Abbildung 1) an der ZHAW Wädenswil im Frühlingssemester 2017 durchgeführt.

Tabelle 5: Versuchsanlage, Übersicht der Versuchsvarianten und der Versuchsreihen

Versuchsanlage:
Gewächshaus GC171, Wädenswil



Legende:

Varianten:

1. Versuchsreihe ab 08.02.17

	K1: Kontrolle 1, keine Produkte		K2: Kontrolle 2, keine Produkte
	Ba: RhizoVital		Ba2: RhizoVital x2
	BaAS: RhizoVital AminoPlus		AS: AminoPlus
	BaHS: RhizoVital Huminsäuren		HS: Huminsäuren
	BaAn: RhizoVital AlgoVital Plus		An: AlgoVital Plus
	BaLv: RhizoVital LuckyPlant		Lv: LuckyPlant

Versuchspflanzen:

- Kopfsalat für Schlussbonitierung nach 8 Wochen
- Kopfsalat für Bonitierung der Jugendentwicklung nach 4 Wochen

Anzahl Versuchspflanzen:

- 24 Pflanzen pro Variante (4 Kistli x 6 Töpfe)
- 144 Pflanzen pro Versuchsreihe (24 x 6 Varianten)
- 288 Pflanzen insgesamt (24 x 12 Varianten)



Abbildung 1: Eingetopfte Salate angeordnet nach Versuchsplan am 13.04.2017

Der Versuch bestand aus zwölf Varianten (siehe Tabelle 5), jede Variante umfasste vier Kisten mit jeweils sechs Pflanzen in Töpfen, also insgesamt 24 Pflanzen resp. Wiederholungen pro Variante. Die Kisten wurden so angeordnet, dass sich Variationsursachen wie Nachbar oder Randeffekte ausgleichen bzw. der allgemeine Versuchsfehler verteilt wird (siehe Tabelle 5).

4.2.2 Applikationsmischungen der Varianten

Mikroorganismen (*B.amyloliquefaciens* FZB42) sowie Biostimulanzen wurden als Giessbrühe appliziert. Auch die Produkte, welche in der Praxis üblicherweise über das Blatt appliziert werden, wurden gegossen, da die Effekte auf die Rhizobakterien *B.amyloliquefaciens* FZB42 getestet werden sollten. Die Mischverhältnisse sind in Tabelle 6 zu finden. Sie ergaben sich aus den vom Hersteller empfohlenen Konzentrationen für die einzelnen Mittel (nach Gebrauchsanleitungen und Absprache mit Reto Flückiger von Andermatt Biocontrol). Die Applikationsmenge entsprach dem Wasservolumen, dass die Substratvolumen ohne Run-Off aufnehmen konnten.

Tabelle 6: Menge und Zusammensetzung der Applikationsmischungen

Variante	Produkte	Mischverhältnis	1. Applikation: Menge pro Saatschale (V=1000ml)	2. und 3. Applikation: Menge pro Topf (V=500ml)
K1	Wasser	10l	200.00ml	100.00ml
Ba1	Wasser RhizoVital 42	10l 4ml	200.00ml 0.08ml	100.00ml 0.04ml
BaAS	Wasser RhizoVital 42 AminoPlus	10l 4ml 30ml	200.00ml 0.08ml 0.60ml	100.00ml 0.04ml 0.30ml
BaHS	Wasser RhizoVital 42 Huminsäuren	10l 4ml 200ml	200.00ml 0.08ml 0.40ml	100.00ml 0.04ml 2.00ml
BaAn	Wasser RhizoVital 42 AlgoVital Plus	10l 4ml 30ml	200.00ml 0.08ml 0.60ml	100.00ml 0.04ml 0.30ml
BaLv	Wasser RhizoVital 42 LuckyPlant	10l 4ml 20ml	200.00ml 0.08ml 0.40ml	100.00ml 0.04ml 0.20ml
K2	Wasser	10l	200.00ml	100.00ml
Ba2	Wasser RhizoVital 42	10l 8ml	200.00ml 0.16ml	100.00ml 0.08ml
AS	Wasser AminoPlus	10l 30ml	200.00ml 0.60ml	100.00ml 0.30ml
HS	Wasser Huminsäuren	10l 200ml	200.00ml 4.00ml	100.00ml 2.00ml
An	Wasser AlgoVital Plus	10l 30ml	200.00ml 0.60ml	100.00ml 0.30ml
Lv	Wasser LuckyPlant	10l 20ml	200.00ml 0.40ml	100.00ml 0.20ml

Die erste Versuchsreihe bestand aus einer Negativ-Kontrolle (K1) und einer Positiv-Kontrolle mit nur RhizoVital (Variante Ba1). Zudem wurden vier Kombinationen von RhizoVital mit je einem anderen Biostimulator getestet (Varianten BaAS, BaHS, BaAn, BaLv). Auf Grund der Ergebnisse der ersten Versuchsreihe wurden in der zweiten Versuchsreihe die vier Biostimulanzien separat, in gleicher Konzentration, jedoch ohne RhizoVital getestet (Varianten AS, HS, An, Lv) sowie eine Variante mit doppelter Konzentration RhizoVital (Variante Ba2). Bei der Kontrolle der zweiten Versuchsreihe (K2) wurde wie bei K1 nur Wasser appliziert.

Applikationszeitpunkte: 1. Applikation Versuchswoche 0, bei Aussaat
 2. Applikation Versuchswoche 2, beim Eintopfen
 3. Applikation Versuchswoche 4

Die Applikationen erfolgten in einer für alle Produkte angemessenen Frequenz. Insbesondere wurde auf die Sicherung eines kontinuierlichen Bestandes von *B.amyloliquefaciens* FZB42 durch regelmässige Applikation von RhizoVital geachtet. Die ersten beiden Applikationszeitpunkte wurden so gewählt, dass die Produkte bei Beginn der Pflanzenentwicklung im Wurzelraum und im Stressmoment des Umtopfens vorhanden sind.

Die Bestandteile der Applikationsmischungen wurden unmittelbar vor der Anwendung mit Pipetten aus den Produktebehältern in einen Behälter gegeben und mit einem Schwingbesen gerührt. Die erste Applikation in die Saatschale erfolgte mit einer 10ml Pipette, damit das Substrat gleichmässig befeuchtet wurde. Die zweite und dritte Applikation in die Töpfe erfolgte mit einem 150ml Messbecher. Mit einer langsamen, spiralförmigen Bewegung wurde das Substrat gleichmässig befeuchtet und ein Run-Off vermieden. Vor jedem Topf wurde die Giessbrühe erneut umgerührt.

4.2.3 Prüfmerkmale

Im Pflanzenversuch sollten Biostimulanzen gefunden werden, die *B.amyloliquefaciens* FZB42 positiv beeinflussen und seine Wirkung auf Pflanzen additiv oder synergistisch ergänzen. Daher mussten im Versuch Effekte untersucht werden, für die *B.amyloliquefaciens* FZB42 bereits bekannt ist. Die verschiedenen Effekte sind teilweise miteinander gekoppelt und so wurde für diesen Versuch eine Auswahl an zu untersuchenden Prüfmerkmalen getroffen:

- **Erhöhung der Keimfähigkeit:**
Wurde durch die Erhebung der Keimrate gemessen (Bonitur 1)
- **Wachstumsfördernde Wirkung (Biomassenproduktion):**
Wurde durch die Messung der Wurzel- und Sprossmasse erhoben. Damit der Einfluss auf die Jungendentwicklung und Gesamtentwicklung erfasst werden konnte, wurden die Massen vier Wochen und acht Wochen nach Versuchsbeginn gewogen.
- **Induktion der Abwehrreaktionen gegen biotischen und abiotischen Stress**
Lässt sich am physiologischen Zustand der Pflanzen abschätzen, welcher anhand von Blattfaktoren ermittelt werden kann. Chlorophyll- und Flavonolgehalte erlauben Rückschlüsse auf die Photosyntheseleistung, die Akkumulation von Sekundärmetaboliten und den Stickstoffhaushalt, Anthozyan bietet Hinweise auf Stressreaktionen. Auch diese Messung wurde zu einem früheren (Bonitur 2) und einem späteren (Bonitur 4) Zeitpunkt im Versuch durchgeführt.

Zudem wurde bei den Jungpflanzen zwei Wochen nach Aussaat die Blattgrösse (Bonitur 2) und bei den älteren Pflanzen sechs Wochen nach Aussaat die Kopfgrösse (Bonitur 4) gemessen. Wöchentlich wurde der Gesundheitszustand der Pflanzen optisch überwacht.

Nach den ersten Zwischenresultaten wurde entschieden, im Hinblick auf eine bessere Interpretierbarkeit der Ergebnisse der ersten Versuchsreihe, EC- und pH-Messungen des Substrates vorzunehmen.

4.3 Versuchsdurchführung

4.3.1 Zeitlicher Ablauf

Eine Übersicht über den zeitlichen Ablauf des Versuches und der Arbeitsschritte ist in Tabelle 7 zu finden.

Tabelle 7: Zeitlicher Ablauf des Versuches

Versuchswoche	Kulturführung	Applikationen	Bonituren
0	Aussaat	1. Applikation in Saatschale, 200ml	Bonitur 1: Keimrate
	Keimung		
1			
2	Vereinzeln in Töpfe	2. Applikation in Töpfe, 100ml	Bonitur 2: Blattfaktoren
3			
4		3. Applikation in Töpfe, 100ml	Bonitur 3: Biomasse Jugendentwicklung
5			
6			Bonitur 4: Blattfaktoren
7			
8	Ernte		Bonitur 5: Biomasse Versuchsende

4.3.2 Kulturführung und Applikation der Giessbrühen

Aussaat und 1. Applikation (Versuchsreihe 1 am 08.02.17, Versuchsreihe 2 am 17.03.17)

Die Salatsamen wurden in Saatschalen (V=1000ml) ausgesät. Als Substrat wurde die Aussaat-erde Floraguard Bio Block verwendet. Pro Variante und Saatschale wurden 60 Samen ausgebracht (Abbildung 3). Angegossen wurde mit 200ml Giessbrühe, welche die jeweiligen zu testenden Produkte enthält. Die Applikationsmischung wurde mit einer 10ml Pipette ausgebracht (Abbildung 2). Danach wurden die Samen mit einer sehr dünnen Schicht Vermiculit gegen das Austrocknen überstreut. Die Saatschalen wurden in einer Wanne im ungeheizten Glashaus platziert und mit Plexiglas abgedeckt. Bei Beginn der Keimung wurde das Plexiglas entfernt und die Keimlinge ins beheizte Gewächshaus GC171 gestellt.



Abbildung 2: Erste Applikation bei der Aussaat



Abbildung 3: Pro Variante wurden 60 Samen in eine Saatschale ausgesät

Eintopfen und 2. Applikation (Versuchsreihe 1 am 22.02.17, Versuchsreihe 2 am 31.03.17)

Sobald die Entwicklung der Keimlinge ausreichend fortgeschritten war (zwei Wochen nach Aussaat), wurden die Salate in die Endtöpfe (MXC 11 von Pöppelmann, Vol. 0.51l) gepflanzt. Dabei wurde jeder Topf mit 500ml Substrat gefüllt, einem 1:1-Gemisch aus Quarzsand und Floraguard Bio Topferde. Anschliessend wurden die Jungpflanzen in den Topf gepflanzt und die Töpfe beschriftet (Variante und Laufnummer, Abbildung 4). Angegossen wurde mit 100ml der entsprechenden Giessbrühe. Danach wurden die Töpfe gemäss dem Versuchsplan im Gewächshaus GC171 angeordnet (Abbildung 5).



Abbildung 4: Eintopfen der Salate am 22.02.2017



Abbildung 5: Anordnung der eingetopften Salate auf dem Fluttisch im Gewächshaus GC171

3. Applikation (Versuchsreihe 1 am 08.03.17, Versuchsreihe 2 am 13.04.17)

Die Bewässerung wurde so geplant, dass das Substrat zum dritten Applikationszeitpunkt (vier Wochen nach Aussaat) so trocken war wie vor einer regulären Bewässerung. Dann wurden 100ml Giessbrühe pro Topf ausgebracht.

Kulturführung

Die Versuchspflanzen wurden von Abschluss der Keimung bis zum Versuchsende auf einem Fluttisch im Gewächshaus GC171 mit 16h Belichtung (05:00-21:00Uhr) kultiviert. Die Temperatur der Heizung betrug 18°C und der Lüftung 22°C.

Die Bewässerung erfolgt für eine optimale Wasserversorgung nach Bedarf. Die Keimlinge wurden von oben mit einer Brause bewässert, die eingetopften Salate wurden auf dem Tisch während etwa einer Stunde geflutet (Anstaubewässerung von unten, Abbildung 6).

Es werden keine Dünger ausgebracht sowie auf Pflanzenschutzmittel verzichtet.



Abbildung 6: Flutbewässerung und Belichtung am 17.03.2017

4.4 Versuchsmethoden**4.4.1 Optische Überwachung des Gesundheitszustandes der Pflanzen**

Wöchentlich wurde die Gesundheit der Pflanzen optisch beobachtet. Insbesondere wurde auf Schädlingsbefall und Krankheitssymptome geachtet, damit allenfalls entsprechende Massnahmen ergriffen oder weitere Messungen vorgenommen werden konnten.

4.4.2 Erhebung der Keimrate

Die Keimrate wurde notiert wenn 65% der ausgesäten Samen der Kontrolle gesprossen sind. Die Anzahl Keimlinge wurde gezählt und Keimrate in Prozent angegeben, wobei 60 Stück (die Anzahl ausgesäter Samen) 100% entsprachen.

4.4.3 Erfassung des Pflanzenwachstum

Zur Erfassung des Pflanzenwachstums erfolgte die Messung der Frisch- und Trockenmasse von Blättern (Spross) und Wurzel.

Die Frisch- und Trockensubstanz wurde bei zwölf Pflanzen pro Variante vier Wochen nach Aussaat zur Erfassung der Jugendentwicklung (Bonitur 3) und bei den restlichen zwölf Pflanzen pro Variante nach acht Wochen Kulturzeit zur Erhebung des Wachstums während des gesamten Versuches (Bonitur 5) gemessen.

Frisch- und Trockensubstanz der Blätter

Zur Bestimmung der Blattfrischsubstanz (FS Blatt) wurden die Pflanzen auf Höhe der Substratoberfläche mit einem Messer abgeschnitten und umgehend einzeln abgewogen (Waage: Sartorius AZ313, M-POWER, Genauigkeit 0.001g) (Abbildung 7).

Zur Bestimmung der Trockensubstanz (TS Blatt) wurden die Sprosse jeder Pflanze separat in einem beschrifteten Papierumschlag im Trockenschrank bei 60°C während etwa fünf Tagen getrocknet bis die Gewichtskonstanz erreicht war (Abbildung 8). Dann wurden sie erneut gewogen und die Trockenmasse notiert.



Abbildung 7: Messung der Blattfrischsubstanz mit Sartorius AZ313 am 08.03.2017



Abbildung 8: Salatblätter und -wurzeln im Trockenschrank bei 60°C

Frisch- und Trockensubstanz der Wurzel

Um das Wurzelgewicht der Pflanzen feststellen zu können, wurden die Wurzeln der geernteten Pflanzen ausgewaschen (Abbildung 9 und Abbildung 10). Zur Bestimmung des Wurzelfrischgewichts (FS Wurzel) wurden die Wurzeln im Anschluss mit einem Tuch abgetrocknet und gewogen (Waage: Sartorius AZ313). Die Wurzeln wurden einzeln in beschrifteten Papierumschlägen verpackt und im Trockenschrank bei 60°C während etwa fünf Tagen bis zur Gewichtskonstanz getrocknet. Danach wurde die Wurzeltrockensubstanz (TS Wurzel) eingewogen.



Abbildung 9: Wurzeln vom Substrat trennen am 05.04.2017



Abbildung 10: Gewaschene Salatwurzel (05.04.2017)

4.4.4 Ermittlung des physiologischen Zustands der Pflanzen

Die Blattfaktoren wurden zwei Wochen (Bonitur 2) und sechs Wochen (Bonitur 4) nach Versuchsbeginn gemessen.

Blattgehalte

Zur Abschätzung des physiologischen Zustands der Pflanzen wurden Chlorophyll-, Flavonol- und Anthozyangehalte sowie der NBI (Nitrogen-Balance-Index, das Verhältnis von Chlorophyllgehalt zu Flavonolgehalt) in Blättern gemessen.

Die Blattgehalte wurden mit Hilfe eines Fluoreszenzmessgerätes „Dualox Scientific“ (Force-A, Frankreich) bestimmt. Die Dualox-Messungen sind nicht destruktiv und erfolgten direkt an sieben per Zufall ausgewählten und gekennzeichneten Pflanzen je Variante. Für die Messungen wurde ein Blatt zwischen den Messkopf des Gerätes gespannt. Die Messung wurde in der Blattmitte, von der Blattoberseite her vorgenommen.

Blatt- und Kopfgrösse

Ein weiteres Prüfmerkmal zur Eruierung der Pflanzenentwicklung war die Blatt- und Kopfgrösse. An den zweiwöchigen Jungpflanzen wurden an denselben sieben gekennzeichneten Pflanzen je Variante mit einem Massstab die Blattlänge und Blattbreite des grössten Blattes gemessen. Sechs Wochen nach Versuchsbeginn wurde der Durchmesser der Salatköpfe optisch in die fünf Grössestufen 1=„klein“, 2=„eher klein“, 3=„mittel“, 4=„eher gross“ und 5=„gross“ eingeteilt.

4.4.5 Zusätzliche Substratanalysen

Zur Prüfung möglicher Veränderungen im Substrat durch die Applikation der organischen Bio-stimulanzien und FZB42 erfolgte am 15.03.2017 eine Analyse des pH-Wertes und des Salzgehalts im Substrat der ersten Versuchsreihe.

Zunächst wurden Substratsuspensionen der Varianten hergestellt. Dazu wurde Substrat aus allen Töpfen in unterschiedlichen Tiefen entnommen. Anschliessend wurden grobe Teile heraus gesammelt. In einem Presszylinder wurden 133cm³ Substratvolumen abgemessen und mit 200ml deionisiertem Wasser in eine Extraktionsflasche gefüllt. Die verschlossenen Flaschen wurden liegend während einer Stunde auf der Schüttelmaschine geschüttelt (Abbildung 11). Dann wurde der Multimeter HQ40d der Firma Hach mit der pH Sonde kalibriert und die pH-Werte in den aufgerührten Suspensionen gemessen. Danach wurden die Substratsuspensionen durch Faltenfilter während zwei Stunden abfiltriert (Abbildung 12). Der Multimeter HQ40d wurde mit der EC Sonde kalibriert und die EC-Werte in den klaren Filtraten gemessen.



Abbildung 11: Substratsuspensionen auf der Schüttelmaschine

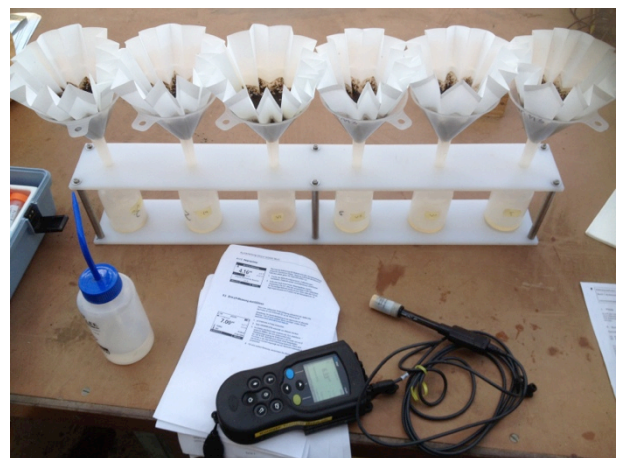


Abbildung 12: Filtrieren der Substratsuspensionen und Multimeter HQ40d

4.5 Datenauswertung

Die Resultate wurden nur innerhalb der Versuchsreihen oder relativ zu den Kontrollen verglichen und ausgewertet. Da die Versuche in zwei zeitlich versetzten Versuchsreihen durchgeführt wurden, waren die Pflanzen nicht denselben Umweltbedingungen ausgesetzt. Die Kulturführung und Versuchsdurchführung war zwar identisch, durch das unterschiedliche Wetter und die Jahreszeit waren die Lichtintensitäten und Tageslängen, sowie Temperaturen und allenfalls weitere Bedingungen nicht dieselben.

4.5.1 Statistische Datenauswertung

Mit den Rohdaten der Testergebnisse erfolgte ein Vergleich der Mittelwerte zu den einzelnen Bonituren zwischen den Varianten innerhalb ihrer Versuchsreihe. Mit den Daten der Bonituren 2-5 wurde eine einfaktorielle Varianzanalyse mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von $\alpha=5\%$ mit der Statistiksoftware R durchgeführt. Zielgrößen waren bei Bonitur 2 und 4 die verschiedenen Blattfaktoren und bei Bonitur 3 und 5 die Feucht- und Trockensubstanz der Blätter sowie Wurzeln. Der beeinflussende Faktor war die Variante (Applikationsmischung). Mit der Varianzanalyse wurde die Testfrage beantwortet, ob eine der Varianten (Faktorstufe) im Bezug auf den Mittelwert signifikant aus der Gesamtmenge heraussticht. Dabei war die Nullhypothese, dass die Unterschiede in den Mittelwerten nicht signifikant sind.

Für ordinalskalierte Boniturwerte (Kopfgrösse, Bonitur 4) wurden die relativen Häufigkeiten sowie der Median zur Einschätzung der Daten herangezogen.

Bonitur 1 wurde nicht statistisch ausgewertet, da sie aus nur einer Wiederholung bestand.

Zuerst wurden mit der Statistiksoftware R die Voraussetzungen für eine Varianzanalyse geprüft. Mit dem Normalverteilungstest Shapiro-Wilk wurde getestet ob die Daten normalverteilt sind und mit dem Bartlett-Test wurde auf Homoskedastizität (Homogenität der Varianzen) überprüft. Bei den Daten, welche beide Voraussetzungen erfüllten, wurde ein ANOVA-Test (aov) durchgeführt. Wo die Daten von der Homoskedastizität abwichen wurde ein ONEWAY-Test gemacht. Wichen die Daten jedoch von der Normalverteilung ab, konnte keine Varianzanalyse durchgeführt werden. Stattdessen wurde für diese Daten eine parameterfreie Rang-Varianz-Analyse verwendet, ein H-Test nach dem Kruskal-Wallis-Verfahren.

Statistische Grafiken wurden mit dem Programm R erzeugt.

5 Ergebnisse

5.1 Optische Beobachtungen

Während der gesamten Versuchszeit wurden keine Anzeichen von Krankheiten oder Schädlingsbefall beobachtet. Die Salate entwickelten sich optisch einheitlich und ohne Auffälligkeiten. Gegen Ende der Kulturzeit konnten bei an den älteren Blättern aller Pflanzen zunehmend flächige, hellgelbe Chlorosen beobachtet werden (Abbildung 13 und Abbildung 14). Später bildeten sich an diesen Blättern Nekrosen von den Blattspitzen her bis teilweise über das ganze Blatt.



Abbildung 13: Chlorosen an den Salaten der Versuchsreihe 1, Tag 51

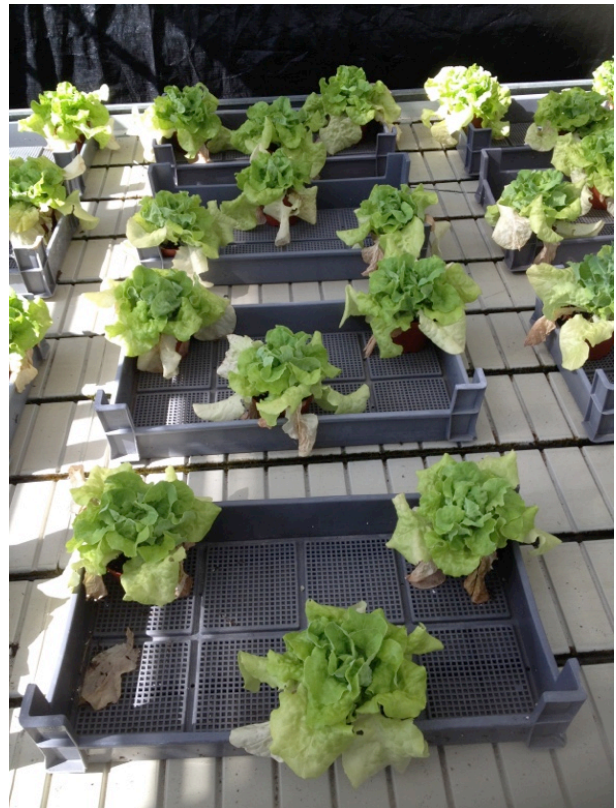


Abbildung 14: Chlorosen an den Salaten der Versuchsreihe 2, Tag 54

5.2 Bonituren

Die Ergebnisse der Versuche werden im Folgenden zur besseren Übersichtlichkeit unterteilt nach Prüfmerkmal und nicht chronologisch dargestellt. Tabellarische Zusammenstellungen der Rohdaten und statistische Analysen zu den Bonituren sind im Anhang 3 bis Anhang 11 einzusehen.

5.2.1 Keimrate (Bonitur 1)

Die Keimrate wurde gemessen, als die Kontrollen eine Keimrate von 65% erreicht hatten, daher stammen die Resultate der ersten Versuchsreihe vom vierten Versuchstag (13.02.2017, siehe Abbildung 15) und die der zweiten Versuchsreihe vom dritten Versuchstag (20.03.2017, siehe Abbildung 16). Die Versuchsreihe 2 ist bei wärmerem Wetter und längeren Tagen früher, aber insgesamt mit niedrigeren Keimraten gekeimt als Versuchsreihe 1.

Die Keimrate der Kombination von FZB42 mit *L.viscaria*-Extrakt (BaLv, 72%) war die einzige Variante, die mit einem höheren Anteil als die Kontrolle (K, 65%) keimte. Die Kombination BaLv keimte mit einer höheren Rate als die Varianten mit nur FZB42 (Ba1, 62%) oder nur *L.viscaria*-Extrakt (Lv, 52%).

Alle anderen Varianten mit Biostimulanzien oder FZB42 hatten 3-15% tiefere Keimraten als die Kontrollen.

Die Variante Ba1 (FZB42 normale Konzentration, 62%) keimte mit einer höheren Rate als Ba2 (FZB42 doppelte Konzentration, 57%). Die Kombination FZB42 mit Aminosäuren (BaAS) keimte mit dem tiefsten Anteil (52%) der Versuchsreihe 1. Die Varianten mit nur Aminosäuren (AS, 60%) und nur FZB42 (Ba1, 62%) erreichten eine höhere Keimrate als die Kombination BaAS. Im Gegensatz zur Variante AS keimte die Variante HS (Huminsäuren ohne FZB42) mit einer tieferen Keimrate als die Kombination FZB42 mit Huminsäuren (BaHS, 57%) und wies mit 50% die tiefste Keimrate aller Varianten auf. Die Variante An (*A.nodosum*-Extrakt) hatte einzeln eine leicht höhere Keimrate (60%) als in Kombination mit FZB42 (BaAn, 57%).

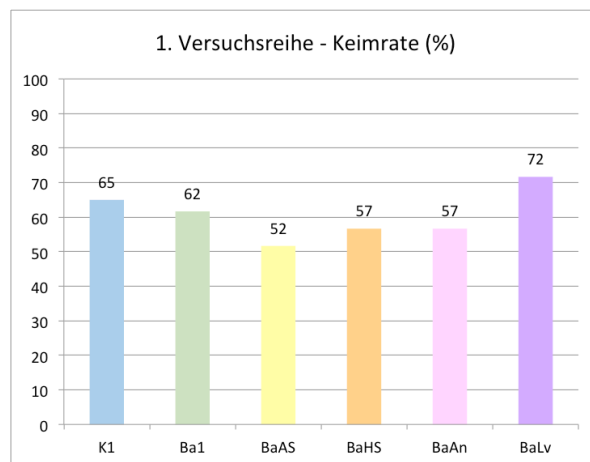


Abbildung 15: Diagramm der Keimrate (%) der Versuchsreihe 1, Tag 4

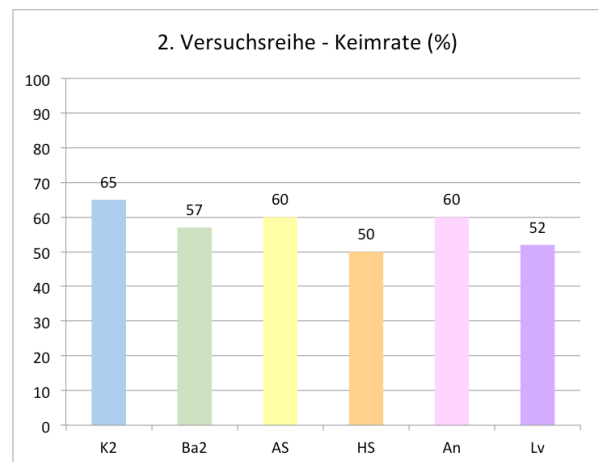


Abbildung 16: : Diagramm der Keimrate (%) der Versuchsreihe 2, Tag 3

5.2.2 Pflanzenwachstum (Bonitur 3 und 5)

Die Messwerte der Wurzelfrischsubstanz sind nicht aussagekräftig und wurden daher bei der Versuchsauswertung nicht berücksichtigt. Bei der Erhebung der Feuchtschubstanz der Wurzel war ein Messfehler unterlaufen. Beim Wägen waren nicht alle Wurzeln aller Varianten gleich stark durch die Raumluft angetrocknet. Aus diesem Grund waren die Messergebnisse verfälscht, die Rohdaten der Wurzelfrischsubstanz befinden sich im Anhang, wurden aber in diesem Kapitel zur Gewährleistung der Klarheit und Überschaubarkeit weggelassen.

Zusammenfassung statistisch relevanter Unterschiede

Keine der getesteten Varianten mit FZB42 oder einem anderen Produkt zeigte eine signifikant höhere Masse als die Kontroll-Varianten. Die Masse der Variante Ba1 (nur FZB42, normale Konzentration) war nie signifikant geringer als die der Kontrolle oder einer anderen Variante. Die Masse der Variante BaAS (FZB42 mit Aminosäuren) lag bei 5 von 6 Messungen (nicht in Wurzeltrockensubstanz Jugendentwicklung) signifikant unter der Kontrolle und unter der Variante Ba1. Die Masse der Variante AS (Aminosäuren) war nie signifikant unter derjenigen der Kontrolle. Die Variante AS lag nur einmal, in der Wurzeltrockensubstanz bei der Schlussbonitur tiefer als eine andere Variante (Ba2). Die Werte der Variante BaHS (FZB42 mit Huminsäuren) waren in 2 von 6 Messungen (Blattrockensubstanz Jugendentwicklung, Blattfrischsubstanz Schlussbonitur) signifikant tiefer als die der Kontrolle und die der Variante Ba1. Die Werte der Variante HS (Huminsäuren) waren nie signifikant tiefer als die Kontrolle. Die Variante AS zeigte in der Schlussbonitur eine signifikant höhere Blattfrischsubstanz als alle anderen Varianten und

eine 9% (nicht signifikant) höhere Masse als die Kontrolle. Die Varianten Ba2 (FZB42, doppelte Konzentration) und Lv (*L.viscaria*-Extrakt) hatten in der Schlussbonitur eine signifikant tiefere Blattfrischsubstanz als die Kontrolle.

5.2.2.1 Jugendentwicklung (Bonitur 3)

Keine der getesteten Varianten mit FZB42 oder einem anderen Biostimulator zeigte in der Jugendentwicklung (siehe Tabelle 8) eine signifikant höhere Blatt- oder Wurzelmasse als die Kontroll-Varianten.

Blattmasse

Die Blattmasse war in der zweiten Versuchsreihe, wo mehr Licht für die Photosynthese vorhanden war, höher als in der ersten Versuchsreihe.

Die Variante Ba1 (FZB42) erreichte eine leicht höhere Blattmasse (FS, TS) als die Kontrolle, wogegen die Applikation der doppelten Menge FZB42 (Variante Ba2) eine tiefere Blattmasse (FS, TS) als die Kontrolle erlangte.

Die Kombinations-Varianten BaAS, BaHS und BaLv zeigten geringe Blattmassen.

Die Kombination FZB42 mit Aminosäuren (BaAS) erreichte eine signifikant tiefere Blattfrischsubstanz als auch Blatttrockensubstanz als die Kontrolle und die Varianten Ba1 und BaAn. Die Einzelapplikationen von Aminosäuren (AS) sowie von FZB42 (Ba1) erreichten höhere Blattmassen als in der Kombination, wobei AS auch unter der Kontrolle lag.

Die Blattmasse der Kombination FZB42 mit Huminsäuren (BaHS) lag ebenfalls unter denjenigen der Kontrolle, Ba1 und BaAn, wobei hier nur der Unterschied in der Blatttrockenmasse signifikant war. Die Einzelapplikationen von FZB42 (Ba1) und von Huminsäuren (HS) hatten eine höhere Blattmasse als die Kombination BaHS und als die Kontrolle.

Die Kombination FZB42 mit *L.viscaria*-Extrakt (BaLv) hatte ebenfalls eine geringere Blattmasse als die Kontrolle und Ba1 sowie Lv alleine.

Die Kombination FZB42 mit *A.nodosum*-Extrakt (BaAn) hatte als einzige Kombination eine höhere Blattfrischmasse als die Kontrolle, ihre Blatttrockensubstanz war jedoch auch leicht geringer als die der Kontrolle. Der Unterschied zwischen Feuchtsubstanz und Trockensubstanz war bei dieser Variante am grössten, was einen hohen Wasseranteil in den Blättern bedeutet. Auch die Variante der Einzelapplikation von *A.nodosum*-Extrakt (An) hat einen hohen Wasseranteil im Blatt.

Wurzelmasse Jugendentwicklung

Alle Varianten mit FZB42 hatten eine geringere Wurzeltrockenmasse als die Kontrollen.

Keine der Varianten mit Biostimulanzien ohne FZB42 hatte eine leichtere Wurzelmasse als die Kontrolle.

Die Variante FZB42 mit *L.viscaria*-Extrakt (BaLv) und insbesondere die Kombinationen FZb42 mit Huminsäuren (BaHS) und mit *A.nodosum*-Extrakt (BaAn) hatten im Vergleich mit der Kontrolle kleinere Wurzelmassen. Die Wurzelmasse der Varianten Ba1 und Ba2 liegen nicht ganz so weit unter der der Kontrollen.

Die Einzelapplikationen von Huminsäuren (Variante HS) und Aminosäuren (An) erreichten das grösste Wurzelwachstum.

Die Ergebnisse der Wurzelmassen korrelieren nicht mit den Resultaten der Blattmasse, was bei der Kombination FZB42 mit Aminosäuren (BaAS) mit einer sehr tiefen Blattmasse aber nicht so tiefen Wurzelmasse auffiel.

In der Wurzeltrockensubstanz wies keiner der Unterschiede statistische Signifikanz auf.

Tabelle 8: Diagramme der Bonitur 3 stellen die Mittelwerte der metrischen Biomassen (in g) und ihre relativen Abweichung (in Prozent, **blaue Zahlen) von der jeweiligen Kontrolle (=100%) dar. Mit * gekennzeichnete Mittelwerte sind signifikant unterschiedlich von der Kontrolle, n=12.**

Jugendentwicklung 1. Versuchsreihe

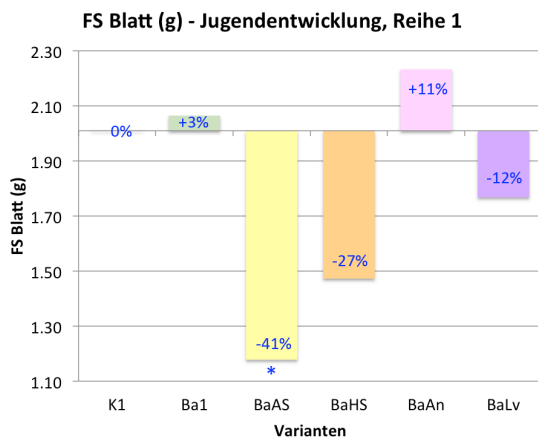


Abbildung 17: Diagramm Blattfrischsubstanz, Versuchsreihe 1, Woche 4

Signifikante Unterschiede: K1 > BaAS (-41%), Ba1 > BaAS, BaAn > BaAS, BaAn > BaHS

Jugendentwicklung 2. Versuchsreihe

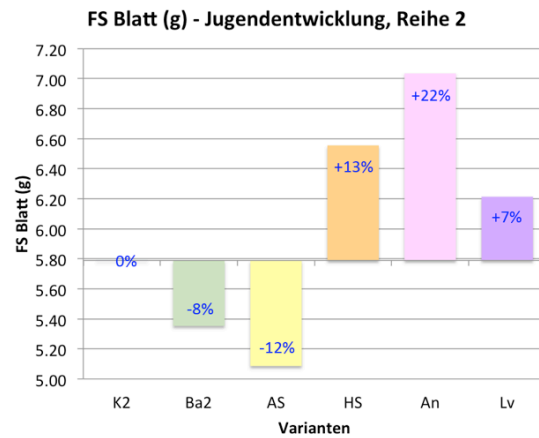


Abbildung 18: Diagramm Blattfrischsubstanz, Versuchsreihe 2, Woche 4

Keine signifikanten Unterschiede

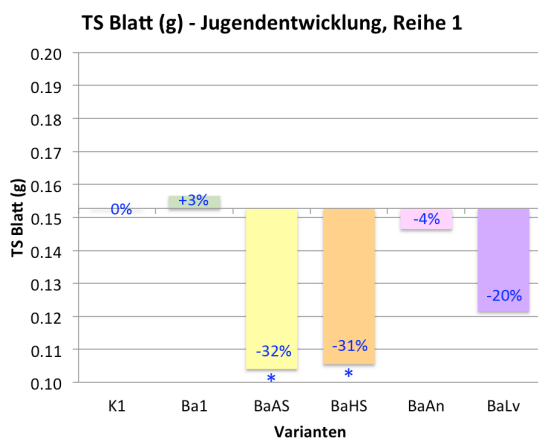


Abbildung 19: Diagramm Blatttrockensubstanz, Versuchsreihe 1, Woche 4

Signifikante Unterschiede: K1 > BaAS (-32%), K1 > BaHS (-31%), Ba1 > BaAS, Ba1 > BaHS, BaAn > BaAS, BaAn > BaHS

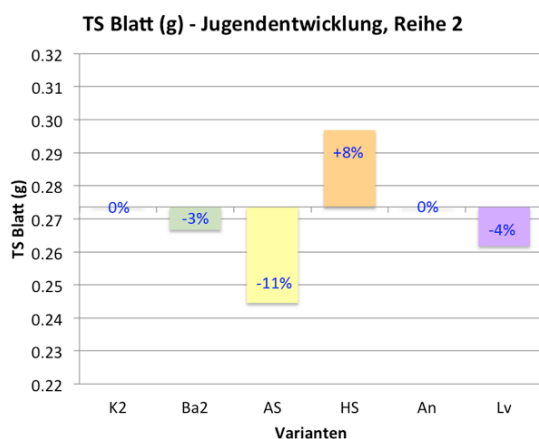


Abbildung 20: Diagramm Blatttrockensubstanz, Versuchsreihe 2, Woche 4

Keine signifikanten Unterschiede

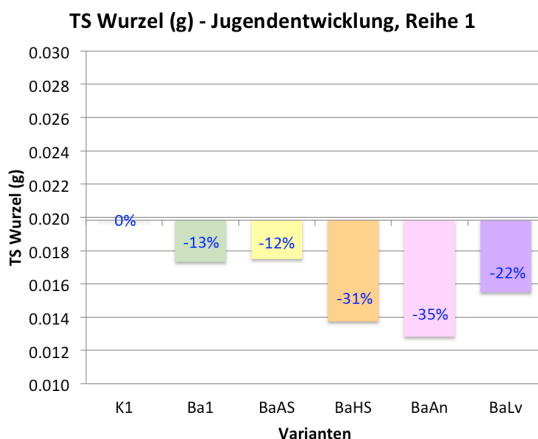


Abbildung 21: Diagramm Wurzeltrockensubstanz, Versuchsreihe 1, Woche 4

Keine signifikanten Unterschiede

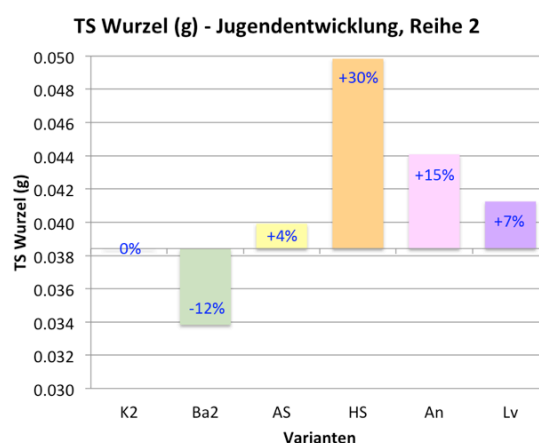


Abbildung 22: Diagramm Wurzeltrockensubstanz, Versuchsreihe 2, Woche 4

Keine signifikanten Unterschiede

5.2.2.2 Schlussbonitur (Bonitur 5)

Auch in der Schlussbonitur (siehe Tabelle 9) erreichte keine der getesteten Varianten mit FZB42 oder einem anderen Biostimulator eine signifikant höhere Blatt- oder Wurzelmasse als die Kontroll-Varianten.

Blattmasse

Die Abweichungen der Blattmassen der Varianten Ba1 (FZB42) und Ba2 (FZB42 doppelte Konzentration) von den Kontrollen waren in der Schlussbonitur ähnlich wie in der Jugendentwicklung. Die Blattmasse von Ba1 war fast wie die der Kontrolle und die von Ba2 tiefer, wobei die Abweichung von -11% in der Feuchtsubstanz in der Schlussbonitur signifikant war.

Die Kombination FZB42 mit Aminosäuren (BaAS) zeigte wie in der Jugendentwicklung auch in der Schlussbonitur eine signifikant tiefere Blattfrisch- und Blatttrockensubstanz als die Kontrolle und die Variante Ba1. Die Variante Einzelapplikation von Aminosäuren (AS) errichtete in Woche 8 eine höhere Blattfrischmasse (+9%) als die Kontrolle, die Trockensubstanz (-5%) lag jedoch unter derjenigen der Kontrolle.

Auch die Blattfrisch- und Trockensubstanz der Kombination FZB42 mit Huminsäuren (BaHS) lag wie bereits in der Jugendentwicklung signifikant unter denjenigen der Kontrolle. In der Schlussbonitur hatte aber auch die Variante Huminsäuren ohne FZB42 (HS) eine leicht tiefere Blattmasse als die Kontrolle.

Die Blattmassen von Variante FZB42 mit *A.nodosum*-Extrakt (BaAn) waren in der Schlussbonitur ähnlich wie diejenigen der Kontrolle, nicht mehr höher wie in der Jugendentwicklung. Der Wassergehalt der Blätter war am Schluss des Versuches nicht mehr hoch.

Als einzige Kombinationsvariante erreichte FZB42 mit *L.viscaria*-Extrakt (BaLv) in der Schlussbonitur leicht, jedoch nicht signifikant höhere Blattmassen als die Kontrolle. Im Kontrast dazu war die Einzelapplikation von *L.viscaria*-Extrakt (Lv) in der zweiten Versuchsreihe die Variante mit den tiefsten Blattmassen, ihre Blattfrischsubstanz lag mit 13% signifikant unter derjenigen der Kontrolle.

Wurzelmasse

Die Variante Ba2 (FZB42, doppelte Konzentration) wies in der zweiten Versuchsreihe die höchste Wurzelmasse auf, der Unterschied von 11% zur Kontrolle war aber nicht signifikant. Die Wurzelmasse von Ba1 (FZB42) lag nur 4% unter der Kontrolle. Im Gegensatz zu den Ergebnissen der Jugendbonitur hatte in der Schlussbonitur nur noch eine der Kombinationsvarianten mit FZB42 eine tiefere Wurzelmasse als die Kontrolle. Die Variante BaAS (FZB42 mit Aminosäuren) wies in der Schlussbonitur eine mit 20% signifikant geringere Wurzelmasse auf als die Kontrolle und zwar extremer als in der Jugendentwicklung. Die geringe Wurzelmasse korrelierte mit der geringen Blattmasse. Auch die Variante mit nur Aminosäuren (AS) hatte als einzige Variante der Versuchsreihe 2 eine kleinere Wurzelmasse als die Kontrolle.

Die Varianten Huminsäuren (HS) und FZB42 mit Huminsäuren (BaHS) hatten in der Schlussbonitur eine Wurzelmasse die näher bei der Kontrolle lag als in der Jugendentwicklung, wo BaHS weiter unter und HS weiter über der Kontrolle lagen. Die Wurzelmassen der Varianten Einzelapplikationen An und Lv sowie die Kombinationen BaAn (FZB42 mit *A.nodosum*-Extrakt) und BaLv (FZB42 mit *L.viscaria*-Extrakt) wichen kaum (-1%-2%) von diejenigen der Kontrollen ab. Dies korrelierte bei Lv nicht mit der Blattmasse.

Tabelle 9: Diagramme der Bonitur 5 stellen die Mittelwerte der metrischen Biomassen (in g) und ihre relativen Abweichung (in Prozent, **blaue Zahlen) von der jeweiligen Kontrolle (=100%) dar. Mit * gekennzeichnete Mittelwerte sind signifikant unterschiedlich von der Kontrolle, n=12.**

Schlussbonitur 1.Versuchsreihe	Schlussbonitur 2.Versuchsreihe
<p>FS Blatt (g) - Schlussbonitur, Reihe 1</p>  <p>Varianten</p>	<p>FS Blatt (g) - Schlussbonitur, Reihe 2</p>  <p>Varianten</p>
<p>Abbildung 23: Diagramm Blattfrischsubstanz, Versuchsreihe 1, Woche 8 Signifikante Unterschiede: K1 > BaAS, K1 > BaHS, Ba1 > BaAS, Ba1 > BaHS, BaLv > BaAS, BaLv > BaHS</p>	<p>Abbildung 24: Diagramm Blattfrischsubstanz, Versuchsreihe 2, Woche 8 Signifikante Unterschiede: K1 > Ba2, K1 > Lv, AS > Ba2, AS > HS, AS > An, AS > Lv, An > Lv</p>
<p>TS Blatt (g) - Schlussbonitur, Reihe 1</p>  <p>Varianten</p>	<p>TS Blatt (g) - Schlussbonitur, Reihe 2</p>  <p>Varianten</p>
<p>Abbildung 25: Diagramm Blatttrockensubstanz, Versuchsreihe 1, Woche 8 Signifikante Unterschiede: K1 > BaAS, Ba1 > BaAS, BaAn > BaAS, BaLv > BaAS, BaLv > BaHS</p>	<p>Abbildung 26: Diagramm Blatttrockensubstanz, Versuchsreihe 2, Woche 8 Keine signifikanten Unterschiede</p>
<p>TS Wurzel (g) - Schlussbonitur, Reihe 1</p>  <p>Varianten</p>	<p>TS Wurzel (g) - Schlussbonitur, Reihe 2</p>  <p>Varianten</p>
<p>Abbildung 27: Diagramm Wurzeltrockensubstanz, Versuchsreihe 1, Woche 8 Signifikante Unterschiede: K1 > BaAS, Ba1 > BaAS, BaHS > BaAS, BaAn > BaAS, BaLv > BaAS</p>	<p>Abbildung 28: Diagramm Wurzeltrockensubstanz, Versuchsreihe 2, Woche 8 Signifikante Unterschiede: Ba2 > AS</p>

5.2.3 Physiologischer Zustand der Pflanzen (Bonitur 2 und 4)

5.2.3.1 Blattgehalte an Chlorophyll, Flavonol, Anthozyan und NBI

Die Messwerte wurden in Dualex Einheiten ausgegeben, dies sind keine direkten Stoffgehalte, sondern müssen als Indikatoren für die vorhandenen Gehalte gesehen werden (relative Werte). In den Blattgehalten ergaben sich keine signifikanten Abweichungen von den Kontrollen (siehe Anhang 8 und Anhang 10)

In der Woche 2 (Bonitur 2, siehe Tabelle 10), nach dem Vereinzeln, war der Chlorophyllgehalt bei allen Varianten in einem ähnlichen Bereich zwischen 7 und 8, wobei er bei Kombination FZB42 mit Aminosäuren (BaAS) am tiefsten lag. In Woche 6 (Bonitur 4, siehe Tabelle 11) waren die Pflanzen älter und der Chlorophyllgehalt wie zu erwarten allgemein höher. In der Versuchsreihe 1 zeigte nun die Variante Ba1 (FZB42) einen höheren Messwert und in Versuchsreihe 2 die Varianten AS (Aminosäuren) und Lv. (*L.viscaria*) Die Chlorophyllgehalte lagen bei beiden Versuchsreihen im ähnlichen Bereich zwischen 12 und 14.

Der Flavonolgehalt lag in Woche 2 bei den Kontrollen am tiefsten. Auch die Flavonol-Messwerte von Variante BaAS lagen tief, in der Woche 6 (Bonitur 4) zeigte BaAS wiederholt einen nun signifikant tieferen Messwert als die Varianten Ba1, BaHS und BaLv. Die Kombination FZB42 mit *A.nodosum*-Extrakt (BaAn) hatte in Woche 2 einen hohen Flavonol-Wert, in der Woche 6 lag der Flavonol-Wert von BaAn tiefer und war signifikant geringer als derjenige von BaLv (FZB42 mit *L.viscaria*-Extrakt). Die 2. Versuchsreihe erreichte in Bonitur 2 und 4 allgemein höhere Messwerte. In Versuchsreihe 2, Woche 2 zeigten die Varianten Ba2 (FZB42 doppelte Konzentration) und Lv (*L.viscaria*-Extrakt) die höchsten Werte, in Woche 6, nicht mehr. In Woche 6 war der Flavonol-Gehalt der Versuchspflanzen höher als in Woche 2.

Die Anthozyanwerte waren bei allen Varianten der Versuchsreihe 1 ähnlich. Bei Versuchsreihe 2 hatten in der Woche 2 ebenfalls alle Varianten ähnliche Werte, in Woche 6 war Variante AS tiefer.

Der NBI war in der Woche 2 bei den Kontrollen hoch. Die BaAS-Variante hatte den tiefsten NBI. Die NBI der Varianten Ba2 und Lv waren ebenfalls tief. In Woche 6 hatte Variante BaAS einen signifikant höheren NBI als die Varianten BaHS (FZB42 mit Huminsäuren) und BaLv, und Variante BaAn hatte einen signifikant höheren NBI als BaLv. In Woche 6 lag der NBI allgemein tiefer als in Woche 2.

Tabelle 10: Bonitur 2, Versuchsreihe 1 und 2, Einfluss der verschiedenen Applikationsvarianten auf Blattgehalte Chlorophyll (Chl), Flavonol (Flav), Nitrogen-Balance-Index (NBI) und Anthozyan (Anth) nach 2 Wochen Kulturzeit, n=7

Variante	Chl Mittelwert	Standardabweichung	Flav Mittelwert	Standardabweichung	NBI Mittelwert	Standardabweichung	Anth Mittelwert	Standardabweichung
K1	7.986	±1.088	0.1673	±0.0128	48.03	±7.91	0.3139	±0.0086
Ba1	8.079	±1.062	0.1831	±0.0143	44.09	±4.30	0.3119	±0.0165
BaAS	6.750	±1.560	0.1707	±0.0093	39.60	±9.29	0.3194	±0.0099
BaHS	7.877	±2.341	0.1931	±0.0367	40.45	±7.19	0.3131	±0.0178
BaAn	7.864	±1.430	0.1949	±0.0090	40.51	±7.84	0.3227	±0.0121
BaLv	7.254	±0.268	0.1861	±0.0205	39.31	±3.86	0.3131	±0.0119
K2	8.066	±0.829	0.2194	±0.0102	36.82	±4.06	0.3004	±0.0143
Ba2	7.605	±1.209	0.2423	±0.0268	31.62	±5.49	0.2990	±0.0133
AS	8.137	±1.078	0.2320	±0.0191	35.31	±5.80	0.2824	±0.0077
HS	7.854	±0.963	0.2291	±0.0055	34.32	±4.49	0.2801	±0.0093
An	8.125	±1.364	0.2286	±0.0242	35.59	±4.75	0.2817	±0.0170
Lv	7.839	±1.097	0.2434	±0.0285	32.38	±4.40	0.2807	±0.0140

Tabelle 11: Bonitur 4, Versuchsreihe 1 und 2, Einfluss der verschiedenen Applikationsvarianten auf Blattgehalte Chlorophyll (Chl), Flavonol (Flav), Nitrogen-Balance-Index (NBI) und Anthozyan (Anth) nach 6 Wochen Kulturzeit, n=7

Variante	Chl Mittelwert	Standardabweichung	Flav Mittelwert	Standardabweichung	NBI Mittelwert	Standardabweichung	Anth Mittelwert	Standardabweichung
K1	13.84	±1.26	0.6114	±0.0457	22.71	±2.41	0.2407	±0.0093
Ba1	14.76	±0.59	0.6253	±0.0425	23.65	±1.19	0.2356	±0.0073
BaAS	13.73	±1.42	0.5243	±0.0651	26.41	±3.05	0.2486	±0.0097
BaHS	13.31	±0.97	0.6236	±0.0720	21.58	±2.88	0.2481	±0.0085
BaAn	13.62	±1.04	0.5379	±0.0674	25.65	±3.60	0.2389	±0.0092
BaLv	13.57	±1.00	0.6490	±0.0581	21.12	±2.90	0.2413	±0.0109
K2	12.49	±1.17	1.0731	±0.2013	12.08	±2.95	0.2607	±0.0124
Ba2	12.22	±1.37	1.0903	±0.1869	11.42	±1.71	0.2644	±0.0114
AS	14.05	±2.22	1.0833	±0.1447	13.05	±1.95	0.2434	±0.0169
HS	12.08	±0.85	1.1700	±0.1339	10.43	±1.18	0.2643	±0.0062
An	11.90	±0.42	1.1299	±0.1084	10.63	±1.31	0.2660	±0.0059
Lv	13.64	±2.45	1.1263	±0.1786	11.62	±2.00	0.2567	±0.0078

5.2.3.2 Blatt- und Kopfgrösse

Bei Bonitur 2 in Woche 2 hatten die Jungpflanzen 2-3 Blätter (ohne Keimblätter), die Länge und Breite wurde am grössten Blatt gemessen (siehe Tabelle 12). Die statistische Analyse zeigte, dass es keine signifikanten Unterschiede in der Blattgrösse gab (siehe Anhang 8).

In Woche 6 wurde die Kopfgrösse bonitiert, die Salate zeigten eine einheitliche „mittlere“ Kopfgrösse, bei keiner Variante gab es optisch sichtbare Grössenunterschiede (siehe Anhang 10).

Tabelle 12: Bonitur 2, Versuchsreihe 1 und 2, Einfluss der verschiedenen Applikationsvarianten auf Blattgrösse nach 2 Wochen Kulturzeit, n=7

Variante	Blattlänge (mm)		Blattbreite (mm)	
K1	44.1	±5.3	18.4	±2.1
Ba1	44.1	±7.8	18.1	±1.3
BaAS	45.6	±6.5	19.1	±1.7
BaHS	42.0	±6.9	17.4	±2.1
BaAn	48.6	±2.9	18.3	±2.7
BaLv	45.0	±5.9	16.7	±2.6
K2	52.0	±6.2	21.1	±2.5
Ba2	51.6	±6.7	19.7	±2.1
AS	52.6	±5.8	22.0	±2.0
HS	49.1	±6.8	20.1	±2.3
An	51.3	±3.0	19.4	±2.0
Lv	51.4	±5.0	18.9	±2.1

5.3 Zusätzliche Substratanalysen

Neben den Pflanzenanalysen wurde geprüft, wie sich die Biostimulanzen und FZB42 auf den pH-Wert und den Salzgehalt im Substrat auswirken. Die Untersuchungsergebnisse finden sich in Tabelle 13 zusammengestellt. Die pH-Werte aller untersuchten Substrate lagen in einem ähnlichen, leicht alkalischen Bereich und waren für die Pflanzen verträglich. Der EC-Wert war bei allen Varianten eher tief. Bei der Gegenüberstellung zeigte sich, dass die mit Biostimulanzen behandelten Substrate einen höheren EC-Wert aufwiesen. Als Ergänzung zur Einschätzung der Messwerte wurde der Salzgehalt berechnet.

Tabelle 13: pH- und EC-Werte der Substrate, Versuchsreihe 1

Variante	pH	EC (in $\mu\text{S}/\text{cm}$)	Salzgehalt (in mg/l)*
K1	7.48	483	309
Ba1	7.40	524	335
BaAS	7.29	975	624
BaHS	7.41	1120	717
BaAn	7.27	1023	655
BaLv	7.29	792	507

*Salzgehalt wurde berechnet: $\text{EC} \cdot 0.64 = \text{mg Salz}/\text{L}$

6 Diskussion

Im ersten Teil der Diskussion werden die Effekte der Applikationsvarianten auf die Prüfmerkmale (physiologischer Zustand, Keimfähigkeit, Pflanzenwachstum) reflektiert und miteinander in Bezug gesetzt. Im Zweiten Teil werden mögliche Erklärungen für den Ausgang des Versuches formuliert. Dann werden die kritischen Aspekte der Methoden reflektiert und anschliessend Vorschläge für einen möglichen Fortgang der Untersuchung gegeben. Im abschliessenden Fazit werden die Schlussfolgerungen gezogen und in Bezug mit der Fragestellung gesetzt.

6.1 Effekte der Applikationsmischungen auf die Versuchspflanzen

Effekte auf den physiologischen Zustand der Pflanze (Bonitur 2 und 4)

Die Effekte der Biostimulanzien auf den physiologischen Zustand der Pflanzen kann anhand der Blattgehalte eingeschätzt werden. Zu beachten ist, dass diese Messungen nur eine Momentaufnahme an zwei einzelnen Tagen darstellen.

Ein möglicher physiologischer Effekt wurde bei den Varianten mit Biostimulanzien oder FZB42 ausgelöst. Im Gegensatz zu den Kontrollen sind die Flavonolgehalte der meisten Varianten höher. Die Flavonolkonzentration im Blatt deutet auf höhere Gehalte an sekundären Inhaltsstoffen hin (Cerovica, et al., 2012). Damit könnte darauf geschlossen werden, dass bei den Varianten mit Biostimulanzien resp. FZB42 Stressreduktions- oder Resistenzreaktionen induziert wurden.

Die Flavonol-Mittelwerte der Variante BaAS (FZB42 mit Aminosäuren) lagen ebenfalls tief, doch dies könnte einen anderen Grund haben. Vielleicht konnten sich die Pflanzen dieser Variante keine energetisch kostspielige Produktion sekundärer Metaboliten leisten, weil sie sich in einem Zustand schlechterer Leistungsfähigkeit befanden. Auf so einen Zustand weisen der tiefe Chlorophyllwert, der auf die Photosyntheseleistung schliessen lässt und der tiefe NBI, der Hinweise zum Stickstoffstatus der Pflanze liefert (Cerovica, et al., 2012), hin. Auch die geringen Biomassen der Variante BaAS in Bonitur 3 und 5 unterstützen diese Annahme. Damit könnte auch der ebenfalls tiefe Anthozyanwert dieser Variante erklärt werden.

Der hohe Flavonolgehalt der Variante BaAn (FZB42 mit *A.nodosum*-Extrakt) in Woche 2 könnte durch die hohen Konzentrationen von Phenolverbindungen (Wang, Jonsdottir, & Ólafsdóttir, 2009) und Flavonoiden (Battacharyya, et al., 2015) im *A.nodosum*-Extrakt herbeigeführt worden sein. In der Woche 6 lagen die Flavonolwerte von BaAn tiefer, dies könnte sein weil hier die letzte Applikation länger zurücklag als in Woche 2.

In Woche 6 war der Flavonolgehalt der Versuchspflanzen allgemein höher als in Woche 2, dies könnte sein weil zum späteren Zeitpunkt ein Nährstoffmangel im Substrat herrscht, was Stress, der sich hier durch die Anreicherung von Sekundärmetaboliten zeigt, auslöst. Diese Vermutung würde der NBI bestätigen, der Hinweise zum Stickstoffstatus der Pflanze liefert und in Woche 6 deutlich tiefer lag als noch in Woche 2. Zudem lässt auch die optische Beobachtung der Kultur auf einen Stickstoffmangel gegen Ende des Versuches schliessen, die älteren Blätter aller Salate zeigten typische Chlorosen (siehe Abschnitt 5.1).

Effekte auf die Keimfähigkeit (Bonitur 1)

Die zweite Versuchsreihe war früher, aber insgesamt mit niedrigeren Keimraten gekeimt als die erste Versuchsreihe. Wahrscheinlich liegt dies nicht an Unterschieden zwischen den Varianten, sondern an den unterschiedlichen Temperaturen im ungeheizten Glashaus, denn Salat gilt als Kaltkeimer, bei Temperaturen über 18°C keimen die Samen nicht mehr so gut (Eckhard & Reyhaneh, 2009).

Die den FZB42 und teilweise den Biostimulanzien zugeschriebene verbesserte Keimfähigkeit (Böhme, Pinker, & Junge, 2016; Moeller & Smith, 1998; Sasse, 2002) konnte nicht bestätigt werden. Das Gegenteil trat ein, alle Varianten mit Biostimulanzien oder FZB42 (ausser BaLv) hatten schlechtere Keimraten als die Kontrollen.

Variante BaAS (FZB42 mit Aminosäuren) keimte am schlechtesten. Aminosäuren wirken förderlich auf Rhizobakterien (Moe, 2013), die Kombination von Aminosäuren mit FZB42 zeigte sich aber nicht förderlich auf die Keimrate der Pflanzen. Dies kann verschiedene Gründe haben, die im nächsten Kapitel erläutert werden.

Die Variante Ba1 (empfohlene Konzentration FZB42) keimte besser als Ba2 (doppelte Konzentration FZB42). Mit diesen Resultaten kann ausgeschlossen werden, dass die wachstumsfördernde Wirkung der FZB42-Varianten in der ersten Versuchsreihe ausblieb weil FZB42 in zu geringer Konzentration appliziert wurde. Hingegen könnten sie aber einen Hinweis auf einen allfälligen, negativen Überdosierungseffekt durch FZB42 bieten.

Effekte auf das Pflanzenwachstum (Bonitur 3 und 5)

In den Bonituren der ersten Versuchsreihe wurden tiefere Werte gemessen als in der zweiten Versuchsreihe. Dies ist sehr wahrscheinlich eine Folge der unterschiedlichen Umweltbedingungen.

Aufgrund von Informationen aus vorhergehenden Studien (Borriss, 2016; Chowdhury, Hartmann, Gao, & Borriss, 2015) wäre zu erwarten, dass die Variante mit FZB42 einen wachstumsfördernden Effekt auf die Versuchspflanzen hat. Die Variante Ba1 hatte in der Jugendentwicklung eine minim höhere Blattmasse (3%) als die Kontrolle. In der Schlussbonitur konnte kein wachstumsfördernder Effekt festgestellt werden. Die Wurzelmasse lag sogar leicht unter derjenigen der Kontrolle. Dass dies nicht an einer zu geringen Dosierung liegt, kann mit der Variante Ba2 gezeigt werden. Ba2 enthält die doppelte Menge RhizoVital und erreichte eine geringere Blattmasse als die Kontrolle. Die höhere Dosierung von FZB42 wirkt also nicht förderlicher auf das Pflanzenwachstum, zu diesem Schluss kam auch Chowdhury (2013) in seinen Untersuchungen. Bei Variante Ba2 war die Wurzelmasse in der Schlussbonitur höher als bei der Kontrolle. Anhand der Literatur sollte FZB42 unter anderem das verstärkte Wurzelwachstum zu einer höheren Erntemenge führen (Böhme, Pinker, & Junge, 2016), was in diesem Versuch aber nicht der Fall war, denn die Blattmasse von Ba2 ist geringer als bei der Kontrolle. Ausserdem hatten die meisten Varianten mit FZB42 im Vergleich zum Sprosswachstum ein geringeres Wurzelwachstum. In der Jugendentwicklung erreichten alle Varianten mit FZB42 eine geringere Wurzeltrockenmasse als die Kontrollen und alle Varianten mit Biostimulanzien ohne FZB42 hatten eine höhere Wurzelmasse als die Kontrolle.

In der ersten Versuchsreihe, zeigten die Kombinations-Varianten FZB42 mit Aminosäuren (BaAS) und FZB42 mit Huminsäuren (BaHS) in Bonitur 3 und 5 geringe Blattmassen. Hier könnte allenfalls die Aminosäuren resp. die Huminsäuren FZB42 in einem Ausmass gefördert haben, dass er wie in Variante Ba2 überdosiert war und deshalb einen negativen Effekt auf das Pflanzenwachstum verursachte. Doch die Variante Ba2 zeigte ein anderes Wurzel zu Spross-Verhältnis, was bedeuten könnte, dass nicht die gleichen wachstumshemmenden Mechanismen verantwortlich waren und die geringen Blattmassen nichts mit einer Überdosierung zu tun haben.

Die Kombination von FZB42 mit Aminosäuren (BaAS) hatte einen ungünstigen Effekt auf das Wachstum. Aminosäuren alleine (Variante AS) sowie FZB42 alleine (Variante Ba1) wirkten weniger negativ auf das Wachstum. In der Kombination wurde in der Jugendbonitur das Sprosswachstum und in der Schlussbonitur das Wurzelwachstum stärker gehemmt. Eine zu starke Vermehrung der FZB42 durch die Aminosäuren, die einen wichtigen Stickstofflieferant für *B.amyloliquefaciens* darstellen und damit eine durch FZB42 produzierte Auxinüberdosierung würde zu einer stärkeren Wurzelhemmung führen. Aber auch ein Aminosäurehemmungseffekt in der Pflanze könnte den wachstumshemmenden Effekt erklären. Diese Aminosäurehemmung müsste nicht unbedingt direkt durch die Aminosäuren ausgelöst worden sein, denn in die Variante AS wirkte nicht so stark hemmend auf die Pflanze wie die Kombination BaAS. Von anderen PGPR ist bekannt, dass sie die Aminosäureaufnahme der Pflanze fördern (Moe, 2013). Vielleicht hat auch FZB42 diese Eigenschaft, was dann zu einer Überdosierung von Aminosäuren in der Pflanze führt. Ausserdem könnten Aminosäuren in FZB42 eine Stoffproduktion auslösen,

die hemmend wirkt oder ein Stoff von FZB42 verbindet sich mit Aminosäuren und wird hemmend. Alle diese Möglichkeiten werden im nächsten Kapitel aufgegriffen (Abschnitt 6.2)

In der Jugendentwicklung erreichte die Kombination von FZB42 mit *A.nodosum*-Extrakt (Variante BaAn) als einzige Variante mit FZB42 ein höheres Blattfrischgewicht als die Kontrolle. Dies liegt am hohen Wasseranteil in den Blättern der Varianten mit *A.nodosum*-Extrakt, was sich durch die Betaine im *A.nodosum*-Extrakt erklären lässt (MacKinnon, et al., 2010; Neily, et al., 2010). Im Trockengewicht und in der Schlussbonitur lagen die *A.nodosum*-Varianten nicht mehr höher als die Kontrolle. Die Variante BaAn hatte zwar unter den gegebenen Kulturbedingungen keine wachstumsfördernde Wirkung aber auch keine ungünstige Wirkung. Vielleicht haben die Nährstoffe aus dem *A.nodosum*-Extrakt den allfälligen negativen Effekt von FZB42 kompensiert. Dies muss jedoch angezweifelt werden, weil auch *A.nodosum*-Extrakt alleine (Variante An) eine ähnliche Blattmasse wie die Kontrolle erreichte, die keinen etwaigen Nachteil durch FZB42 kompensieren musste. Der Effekt auf das Wachstum der BaAn-Kombination könnte aber trotzdem durch den Nährstoffgehalt des *A.nodosum*-Extrakts erklärt werden. Allenfalls zeigt das Resultat, dass FZB42 Stickstoff braucht um zu wirken (siehe Abschnitt 6.2).

Als einzige Kombinationsvariante zeigte FZB42 mit *L.viscaria*-Extrakt (Variante BaLv) in der Schlussbonitur einen leicht wachstumsfördernden Effekt auf den Spross. Im Kontrast dazu ist *L.viscaria*-Extrakt alleine (Variante Lv) in der zweiten Versuchsreihe die schlechteste Variante. Die Kombination BaLv hatte ebenfalls die beste Keimrate, die Jugendentwicklung war nicht so gut. Wissenschaftliche Studien zur Wirkung vom *L.viscaria*-Extrakt oder Brassinosteroiden auf Bakterien konnten nicht gefunden werden. Die einzige Information dazu ist, dass LVE selbst nicht antimikrobiell wirkt, jedoch ISR anregt und so auf Mikroorganismen wirken könnte (Roth, Friebe, & Schnabl, 2000). Vielleicht haben das *L.viscaria*-Extrakt und FZB42 einen synergetischen Effekt, produzieren beispielsweise zusammen einen Stoff der fördernd auf die Pflanze wirkt. Der Unterschied zur Kontrolle ist jedoch nicht statistisch signifikant.

6.2 Interpretation des Versuchsausgangs

Bei der Betrachtung der Resultate drängen sich zwei Fragen auf. Einerseits ist unklar, weshalb die Applikationen von FZB42 und die meisten kombinierten Applikationen von FZB42 mit Biostimulanzien keine positiven Effekte auf die Versuchspflanzen zeigten. Zudem stellt sich die Frage, wieso die kombinierte Applikation von FZB42 mit Aminosäuren hemmend auf das Pflanzenwachstum wirkte, wohingegen die Applikationen der einzelnen Mittel keinen negativen Effekt auf die Pflanzen zeigten (kein signifikanter Unterschied von der Kontrolle).

Mögliche Gründe für diesen Ausgang des Versuches könnten in den Wirkmechanismen von FZB42 und den Biostimulanzien gefunden werden und werden im Folgenden erläutert.

Fehlende Stressfaktoren

Der wachstumsfördernde Effekt von FZB42 ist gekoppelt mit seiner krankheitsunterdrückenden Wirkung (Chowdhury, Hartmann, Gao, & Borriss, 2015). Daher ist es schlüssig, dass sich weniger prägnante Unterschiede zwischen FZB42-Varianten und der Kontrolle ergeben, wenn kein Krankheitserreger im Versuch vorhanden ist.

Eine weitere, bekannte Wirkung von FZB42 ist die Erhöhung der abiotischen Stresstoleranz (Böhme M., 1999). Auch dieser Mechanismus brachte den mit FZB42 behandelten Pflanzen in dieser Versuchssituation wahrscheinlich keinen Vorteil. Der einzige ersichtliche Stressfaktor war der Stickstoffmangel gegen Ende der Versuchszeit. Doch wie aus der konsultierten Literatur hervorgeht (Carvalhais, et al., 2013) hat FZB42 keinen Einfluss auf die Stickstoffversorgung der Pflanzen. Vermutlich könnten die positiven Effekte von FZB42 deutlich ausfallen, wenn ein biotischer oder abiotischer Stressfaktor, auf den FZB42 ausgerichtet ist, in der Kultur auftreten würde. Diese Annahme bestätigen Untersuchungen von Böhme (2016), wo verstärkte Unterschiede zwischen FZB42-Applikationen und Kontrollen gemessen wurden, wenn ein ansonsten

identischer Versuch mit künstlich herbeigeführtem Temperatur- oder pH-Stress durchgeführt wurde.

Dass die meisten Varianten mit FZB42 ein geringeres Wachstum aufgewiesen haben als die Kontrolle, könnte daran liegen, dass die durch FZB42 herbeigeführte Induktion der Resistenz von der Pflanze Energie und Ressourcen fordert, welche sie dann in anderen Prozessen wie dem Wachstum einspart. Die Flavonolgehalte lassen vermuten, dass bei den FZB42-Varianten tatsächlich ein solcher Abwehrmechanismus stattfand und die negative Korrelation zwischen Wachstumsrate und Resistenz ist ein bekanntes Phänomen (Walters & Heil, 2007). Studien zeigten, dass die induzierte Resistenz das Pflanzenwachstum und die Erntemenge beeinträchtigen kann (Bonello, 2010; Da Rocha & Hammerschmidt, 2005; Heil & Baldwin, 2002).

Zudem könnte durch Biostimulanzien oder FZB42 induzierte Resistenz, negative Effekte auf symbiotische Mikroorganismen haben (Heil & Baldwin, 2002). Die ISR könnte einerseits, wenn sie von einem Biostimulator wie *A.nodosum*-Extrakt ausgelöst ist, gegen FZB42 in der Kombination wirken oder von FZB42 induziert auf andere im Substrat vorhandene Mikroorganismen wirken, die der Pflanze beispielsweise bei der Stickstoffaufnahme helfen. Dies würde erklären, wieso die FZB42-Varianten einen eher schlechteren Stickstoffstatus aufwiesen als die Kontrollen (siehe Abschnitt 6.1).

Ebenfalls könnte die induzierte Resistenz gegenüber einem biotischen oder abiotischen Stressfaktor die Fähigkeit auf andere Stressfaktoren, wie den Stickstoffmangel zu reagieren, einschränken (Heil & Baldwin, 2002). Bolton (2009) berichtet, dass Pflanzen die unter nicht optimalen Kulturbedingungen wachsen am meisten unter den Kosten induzierter Resistenz leiden. Bei schlechten Kulturbedingungen kann die Pflanze den zusätzlichen Energieverbrauch nicht durch erhöhte Photosynthese kompensieren.

Die Fitness-Kosten der Abwehrbereitschaft würden sich für die Pflanze auszahlen, sobald in der Umgebung ein entsprechender Stressfaktor vorkommt (Heil & Baldwin, 2002). Im Grossteil der konsultierten wissenschaftlichen Papers werden Versuche mit FZB42 dokumentiert die seine Wirkung im Zusammenhang mit einem Stressfaktor untersuchen. In diesen Fällen zeigte FZB42 wachstumsfördernde Effekte (Borriss, 2016; Chowdhury, Hartmann, Gao, & Borriss, 2015).

Überdosierung oder Überstimulierung im Topf

FZB42 zeigte seine wachstumsfördernde Wirkung bereits in Topf- sowie Feldversuchen (Chowdhury, et al., 2013). In einem Topf mit abgegrenztem Substratraum könnten FZB42 und die Biostimulanzien jedoch einfacher zu hoch dosiert werden, da Stoffe nicht wie im Feld im Boden verteilt oder ausgewaschen werden können. Dadurch sind auch Parameter, wie der pH-Wert oder der Salzgehalt im Feld stabiler. Hohe Konzentrationen der Biostimulanzien und FZB42 könnten sich ungünstig auf die Substrateigenschaften auswirken und dadurch diesen Pflanzen gegenüber den Pflanzen der Kontrolle einen Nachteil verschaffen. Aus diesem Grund wurden pH- und Ec-Messungen vorgenommen, die jedoch keine relevanten Unterschiede zwischen den Varianten zeigten. Die Werte befanden sich in einem für die Pflanzen günstigen Bereich. Anhand dieser Substratanalysen kann vermutet werden, dass die Ursachen für den pflanzenwachstumshemmenden Effekt eher nicht im Substrat sondern physiologisch in der Pflanze zu finden sind.

In den Kombinations-Varianten FZB42 mit Aminosäuren (BaAS) und FZB42 mit Huminsäuren (BaHS) könnte der Biostimulator den FZB42 nicht nur zu starker Vermehrung anregen, sondern auch überstimulieren, wodurch FZB42 mehr Stoffe produziert. FZB42 sollte unter anderem durch eine Verstärkung des Wurzelwachstums zu einem wachstumsfördernden Effekt beitragen (Borriss, 2016; Idris, et al., 2007). Die Anregung des Wurzelwachstums wird vor allem durch das von FZB42 produzierte Auxin IAA verursacht (Idris, et al., 2007). Die Wirkung von IAA ist jedoch konzentrationsabhängig. In geringer Menge regt IAA das Wachstum, insbesondere das Längenwachstum der Wurzel an, in hohen Konzentrationen ist Auxin jedoch stark wachstumshemmend. Dabei ist die optimale Auxinkonzentration im Spross höher als in der Wurzel, daher wird bei zunehmender Auxinkonzentration zuerst das Wurzelwachstum gehemmt. (Schopfer & Brennicke, 2010)

Die meisten Varianten mit FZB42 hatten ein im Vergleich zum Sprosswachstum geringeres Wurzelwachstum. Die Schlussbonitur zeigt, dass bei Variante BaAS das Wurzelwachstum noch stärker gehemmt wurde als das Sprosswachstum. Dies könnte die Annahme bestätigen, dass FZB42 durch einen Biostimulanzien wie Aminosäure angeregt mehr Auxin synthetisiert und die Konzentration im Topf mit einer begrenzten Substratmenge zu hoch war. Im Feld wäre dieser Effekt allenfalls weniger gravierend.

Stickstoffdüngung

Bacillus-Arten können Abwehrreaktionen wie die Produktion von Sekundärmetaboliten oder die Sporulation als Reaktion auf Ernährungsstress aktivieren. In einer Studie wurde beobachtet, dass eine höhere Verfügbarkeit von Stickstoff sowohl aus anorganischen als auch aus organischen Quellen, bei FZB42 zu einer höheren Biomasse führt. Die Aminosäuren Glutaminsäure und Glycin lösen eine vermehrte Sporulation aus. Einher mit dem Zeitpunkt einer hohen Sporulation geht die gesteigerte Produktion antimykotischer Stoffe (Caldeira, et al., 2007).

Einerseits enthält das in diesem Versuch verwendete Aminosäure Produkt AminoPlus diese beiden Aminosäuren in einem hohen Anteil (siehe Aminogramm im Anhang 14). Andererseits wurde im Versuch kein Dünger zugegeben, so dass insbesondere gegen Ende des Versuches wenig Stickstoff im Substrat vorhanden war (siehe Abschnitt 6.1). Daher könnte FZB42 im Versuch in den meisten Varianten wenig aktiv gewesen sein, wodurch wachstumsfördernde Effekte ausblieben.

Gül (2008) führte Pflanzenversuche mit der Applikation von FZB42 unter voller und halber Düngemenge durch und mass die Erntemengen von Tomaten. Im Frühjahr erreichte die Variante FZB42 mit voller Düngung eine höhere Erntemenge als die Kontrolle, unter halber Düngung war der Mehrertrag mit FZB42 nur minim. Interessant sind die Ergebnisse desselben Versuches, der im Herbst durchgeführt wurde. Hier erreichte die Variante mit FZB42 unter voller Düngung eine gleich hohe Erntemenge wie die Kontrolle, unter halber Düngemenge lag die Erntemenge von der Variante mit FZB42 sogar unter derjenigen der Kontrolle (Gül, et al., 2008). Unter Nährstoffmangel kann FZB42 also einen negativen Effekt auf den Ertrag zeigen.

A.nodosum-Extrakt ist der einzige im Versuch verwendete Biostimulator der auch als Dünger eingesetzt wird und Nährstoffe enthält. Die Kombination von FZB42 mit *A.nodosum*-Extrakt (Variante BaAn) hatte vielleicht aufgrund der Stickstoffversorgung von FZB42 zwar unter den Kulturbedingungen keinen zusätzlichen wachstumsfördernden Effekt aber auch keine negative Wirkung. Wohingegen die ungedüngten Varianten mit FZB42 teilweise einen negativen Effekt auf die Biomasse hatten. Allenfalls widerspiegeln diese Resultate, dass FZB42 Stickstoff braucht um positiv zu wirken.

Das knappe Stickstoffangebot könnte auch aus einem weiteren Grund negativ auf die Pflanzen der Varianten mit FZB42 gewirkt haben. Nach Aussage von Vavrina (1999) reduzieren *Bacillus*-Applikationen das Spross zu Wurzel-Verhältnis, was bedeutet, dass weniger Wurzeln mehr Spross unterhalten müssen. Dies hat negative Auswirkungen, wenn Wasser oder Nährstoffe limitierend sind (Vavrina, 1999). Das widerspricht zwar der Annahme von Böhme (2016), dass *B.amyloliquefaciens* das Sprosswachstum über das gesteigerte Wurzelwachstum erreicht. Doch in diesem Versuch war das Spross zu Wurzel-Verhältnis aller Varianten mit FZB42 (ausser Ba2) im Vergleich zur Kontrolle reduziert, was die tiefere Biomassenproduktion dieser Varianten unter limitiertem Stickstoffangebot erklären würde.

Der Stickstoffmangel kann zu weiteren Auswirkungen auf die Versuchsergebnisse beitragen. Weniger Stickstoff führt bei den Pflanzen zu einer geringeren Ausscheidung von Aminosäuren durch die Wurzelexudate und bei manchen Pflanzen sogar zur Absonderung antimikrobieller Stoffe. Damit wird verhindert, dass Rhizobakterien angelockt werden, die mit der Pflanze um die begrenzte Stickstoffquelle konkurrieren und ihr nicht bei der Stickstoffaufnahme helfen. In FZB42 gibt es kein Gen, welches der Pflanze helfen könnte Stickstoff aufzunehmen, wie es bei einigen anderen PGPR der Fall ist. Wenn also Stickstoffmangel herrscht, ist FZB42 ein Konkurrent der Pflanze. (Carvalhais, et al., 2013)

Bei FZB42 führt ein Mangel an Aminosäuren zu Stressreaktionen und zu einer Unterdrückung der Genexpression, beispielsweise der Gene der Proteinsynthese (Carvalhais, et al., 2013; Mäder, et al., 2002). Da im Versuch wenig Stickstoff vorhanden war, könnten die Salate FZB42 gehemmt haben und daher die Varianten mit FZB42 keine wachstumsfördernden Effekte auf die Pflanzen gehabt haben.

Hemmende Wirkung durch Aminosäuren

In der Kombination von FZB42 mit Aminosäuren (Variante BaAS) könnte der Stickstoffmangel der Pflanze durch die Zugabe der Aminosäuren verstärkt worden sein. Die Pflanze der Variante BaAS litten ebenfalls unter Stickstoffmangel, da Aminosäuren den Stickstoffbedarf der meisten Pflanzen nicht decken können (Forsum, et al., 2008). Die Pflanzen würden daher keine Aminosäuren durch ihre Wurzelexudate ausscheiden. Doch durch die externe Aminosäuren-Applikation könnten Mikroorganismen dennoch gefördert werden. Sie könnten nicht nur die Aminosäure als Stickstoffquelle nutzen, sondern auch den anorganischen Stickstoff vom Substrat aufnehmen. Dadurch hätten die Pflanzen einen grösseren Stickstoffmangel als die Pflanzen der Varianten ohne Aminosäuren.

Weil Aminosäuren den Mikroorganismen als Stickstoffquelle dienen, auf ihre Vermehrungsrate wirken und ihre Genexpression beeinflussen, können sie die Mikrobiomzusammensetzung verändern (Mäder, et al., 2002). Allenfalls wurde durch die Applikation von Aminosäuren insbesondere ein ungünstiger Mikroorganismus in der Rhizosphäre gefördert. Auch von Huminsäuren (Canellas & Olivares, 2014; Valdrighi, et al., 1996) und *A.nodosum*-Extrakt (Khan, et al., 2009; Khan, et al., 2012; Kuwada, et al., 2006) ist bekannt, dass sie Mikroorganismen beeinflussen.

In der Kombination von FZB42 mit Aminosäuren (Variante BaAS) könnte auch die Produktion eines Stoffes stimuliert werden, welcher zu einer verstärkten Akkumulation von Aminosäuren in den Pflanze führt und dadurch einen ungünstigen Effekt verursacht. Ein ähnlicher Mechanismus beschreibt Singh (2010). Bei *Arabidopsis*-Pflanzen wird Beta-Aminobuttersäure (BABA) als Abwehrreaktion gegen pathogene Mikroorganismen produziert. Durch diesen Stoff werden in der Pflanze mehr aktive Aminosäuren akkumuliert als üblicherweise. Dies sind die Aminosäure Prolin, die eine Reaktion auf biotischen und abiotischen Stress darstellt, Asparagin, die das Wachstum unter suboptimalen Bedingungen verstärkt und L-Serin. Als Nebeneffekt dieser Abwehrreaktionskette kann die allgemeine Aminosäurehemmung (I_{gen} , für engl. „general amino acid inhibition“) ausgelöst werden. Dies ist die Reaktion der Pflanze auf unausgewogene Aminosäuregehalte, wobei das Pflanzenwachstum gehemmt wird. (Singh, Wu, & Zimmerli, 2010) Auch die Anwesenheit von FZB42 oder vielleicht eines andern im Substrat vorhandenen Mikroorganismus (da die Variante AS zwar nicht so schlecht wie die Kombination BaAS war, aber auch eher schlechter als die Kontrolle) könnte im Salat die Produktion eines Stoffes mit ähnlichen Eigenschaften auslösen.

Eine Aminosäurehemmung kann jedoch auch direkt durch die Applikation von Aminosäuren ausgelöst werden können. Die regulierenden Mechanismen der Aminosäurebiosynthese bei höheren Pflanzen sind komplex und exogen zugefügte Aminosäuren können diese stören. Oft wird durch eine Aminosäure die endogene Synthese einer anderen Aminosäure gehemmt (I_{sp}). Das Vorhandensein exogener Aminosäuren kann aber auch ein Ungleichgewicht der Aminosäuren herbeiführen, so dass die gesamte Proteinsynthese gehemmt wird (I_{gen}) (Bonner & Jensen, 1997). Die Art und Weise der daraus resultierenden Hemmung des Pflanzenwachstums ist abhängig von der Pflanzenart und ihrem Entwicklungsstadium (Fernández-Aparicio, et al., 2017). Der Schwellenwert für das Auslösen der I_{gen} liegt üblicherweise hoch bei 1-5mM, kann unter gewissen Umständen aber auch tiefer sein (Bonner & Jensen, 1997). Die Aminosäure L-Glutamin, welche in AminoPlus enthalten ist, wirkte in manchen Untersuchungen der I_{gen} entgegen, in anderen Studien konnte dieser Effekt aber nicht beobachtet werden (Bonner, Vrba, & Jensen, 1988; Bonner, et al., 1996; Bonner & Jensen, 1997).

Ausserdem zeigte Forsum (2008) in Untersuchungen mit *Arabidopsis*-Pflanzen, dass nicht alle L-Aminosäuren unter allen Umständen förderlich auf die Pflanzen wirken. Sechs der untersuchten Aminosäuren erhöhten die Biomasse gegenüber der Kontrolle, zwei zeigen keinen Effekt und sieben Aminosäuren hemmten das Wachstum. Der wachstumsfördernde Effekt hängt je nach Aminosäure zudem davon ab, ob zusätzlich eine anorganische Stickstoffquelle verfügbar ist. (Forsum, et al., 2008)

6.3 Reflektion der Methoden

Verschiedene Erkenntnisse zur methodischen Zulänglichkeit konnten durch die Versuchsdurchführung gewonnen werden.

Durch die Anstaubbewässerung könnten sich die Mittel, insbesondere die Mikroorganismen auf alle Varianten verteilen. Dies könnte durch eine Topfbewässerung ausgeschlossen werden, was jedoch bei 288 Töpfen einen grossen Aufwand bedeuten würde. Eine andere Möglichkeit wäre, die Töpfe nach Behandlung getrennt in Schalen zu stellen und von Hand aufzustauen.

Das Aufteilen der Varianten auf zwei zeitlich versetzte Versuchsreihen führte trotz identischer Versuchsführung zu unterschiedlichen Umweltbedingungen für die Varianten der beiden Versuchsreihen und beschränkte die Vergleichbarkeit der Resultate der verschiedenen Varianten untereinander.

Optimaler wäre wenn in derselben Versuchsreihe eine Negativ-Kontrolle, einmal FZB42 und ein Biostimulator in Einzelapplikation und dann noch derselbe Biostimulator mit FZB42 in kombinierter Applikation, allenfalls in verschiedenen Konzentrationen getestet würden.

Der Versuch müsste mit einer der Kultur angemessenen Düngung durchgeführt werden, ausser die Untersuchung genau dieses Stressfaktors wäre ein Ziel der Untersuchung, denn sonst hat dieser Umstand einen zusätzlichen, unbekannten Effekt auf die Resultate.

Die wachstumsfördernde Wirkung von FZB42 auf Pflanzen ist zu einem grossen Teil mit seiner krankheitsunterdrückenden und stresstoleranzerhöhenden Wirkung gekoppelt. Um Effekte der Biostimulanzien auf die Wirkung von FZB42 aufzuzeigen, hätte der Versuch so durchgeführt werden müssen, dass FZB42 seine wachstumsfördernde Wirkung optimal zeigen kann und zwar unter Stressbedingungen, gegen die FZB42 ausgerichtet ist. Die entsprechenden Stresssituationen hätten gezielt herbeigeführt werden sollen.

Die Erhebung der Wurzelfrischsubstanz müsste anders organisiert werden. Die Arbeit müsste zu zweit durchgeführt werden, damit das Wägen bei jeder Wurzel unmittelbar nach dem Waschen stattfinden kann. Das Waschen der Wurzeln nahm viele Stunden in Anspruch und es konnte niemand gefunden werden, der während der ganzen Bonitur Unterstützung leisten konnte.

6.4 Empfehlungen für weiterführende Untersuchungen

Im Versuch konnte gezeigt werden, dass die Biostimulanzien eine Wirkung auf die Effekte von FZB42 haben oder umgekehrt. Hervorragende positive Wirkungen konnten zwar nicht beobachtet werden, dennoch besteht die Möglichkeit, dass sich unter anderen Versuchsbedingungen pflanzenwachstumsfördernde Wirkungen besser zeigen würden. Andererseits sollte auch die Untersuchung der hemmenden Effekte durch die Kombinationen von FZB42 mit Aminosäuren und FZB42 mit Huminsäuren weiter verfolgt werden, um negative Folgen im praktischen Einsatz der Mittel zu vermeiden und entsprechende Anwendungsempfehlungen abgeben zu können.

Mögliche weiterführende Versuche wären:

- Versuch unter optimaler Stickstoffversorgung der Pflanzen durchführen:
Stickstoffdüngerersatz ist nicht ein Grund weshalb FZB42 in der pflanzenbaulichen Praxis eingesetzt wird. Daher sollte auch im Versuch die Kultur bedarfsgerecht mit Nährstoffen versorgt werden und ermöglicht werden, dass FZB42 seine bedeutsamen Effekte entfalten kann.

- Versuch unter induzierten Stressbedingungen durchführen:
Die wachstumsfördernde Wirkung vieler Biostimulanzien ist gekoppelt mit ihrer stress-toleranzerhöhenden Wirkung, sie sollten unter Stresssituationen hohe, stabile Erträge gewährleisten.
Im Versuch kann Stress entweder provoziert werden in dem beispielsweise durch hohe Wassergaben die Anfälligkeit der Pflanzen auf Pathogene erhöht wird oder künstlich durch ungünstige pH- oder EC-Werte im Substrat, ungünstigen Temperaturen oder Trockenheit ausgelöst werden.
Allenfalls könnten auch in einem Feldversuch mit höherer Wahrscheinlichkeit solche Stresssituationen auftreten als im Topfversuch im Gewächshaus.
- Versuch mit unterschiedlichen Konzentrationen der Applikationsmischungen durchführen:
Verschiedene Biostimulanzien könnten durch gegenseitige Beeinflussung stärker oder schwächer wirken als in der Einzelapplikation und dadurch ungünstige Effekte für die Pflanzen verursachen.

6.5 Fazit

Diese Arbeit wurde mit dem Ziel durchgeführt, herauszufinden welche Biostimulanzien auf *B.amyloliquefaciens* FBZ42 wirken und seine Effekte auf Pflanzen positiv ergänzen oder verstärken.

Der Versuch zeigt, dass keine der getesteten Kombinationen von FBZ42 mit Aminosäuren, Huminsäuren, *A.nodosum*- oder *L.viscaria*-Extrakt eine signifikante fördernde Wirkung auf die Versuchspflanzen hat. Unter den gegebenen Versuchsbedingungen und in den getesteten Kombinationsverhältnissen wurde die Wirkung von FBZ42 also nicht durch additive oder synergetische Effekte von den Biostimulanzien ergänzt. Somit konnte kein positiver Effekt durch die Biostimulanzien auf FBZ42 festgestellt werden.

Die Möglichkeit besteht, dass die Wirkung von FBZ42 durch die fehlende Stickstoffdüngung unterbunden wurde.

Bei den zwei Kombinationen FZB42 mit Aminosäuren und FZB42 mit Huminsäuren kam es zu pflanzenwachstumshemmenden Effekten auf die Pflanzen. Biostimulanzien sollten also in der Praxis nicht unter allen Umständen und in jeder Kombination bedenkenlos eingesetzt werden.

Bei den Kombinationen von FZB42 mit *A.nodosum*-Extrakt und von FZB42 mit *L.viscaria*-Extrakt wurde die Biomasse der Pflanzen zumindest nicht beeinträchtigt oder sogar leicht, wenn auch nicht signifikant erhöht. Die additive wachstumsfördernde Wirkung könnte allenfalls auftreten, wenn die Kultur Pathogenen, Wassermangel, Salz-, pH- oder Temperaturstress ausgeliefert wäre, da die Pflanzen durch die Kombination von zwei Mitteln gegen mehr Stressfaktoren gewappnet sein sollten. Beim Ausbleiben dieser Stresssituationen würde die kombinierte Verwendung der Mittel zumindest keinen Nachteil für die Pflanzen bedeuten.

Unbedingt sind weitere Versuche notwendig um Anwendungsempfehlungen abgeben zu können. Der Versuch liefert wertvolle Hinweise für diese weiterführenden Untersuchungen (siehe Abschnitt 6.4).

Wenn ein gutes Substrat und optimale Kulturbedingungen gewährleistet werden können, sowie keine Pathogene oder abiotische Stressfaktoren auftreten, auf welche die eingesetzten Biostimulanzien ausgerichtet sind, bringt nicht jeder Biostimulator einen Mehrertrag. Viele Biostimulanzien sind darauf ausgerichtet eine hohe Ertragsstabilität unter bestimmten ungünstigen Voraussetzungen zu ermöglichen.

Literaturverzeichnis

- Andjelkovic, M., Van Camp, J., De Meulenaer, B., Depaemelaere, G., Socaciu, C., Verloo, M., et al. (2006). Iron-chelation properties of phenolic acids bearing catechol and galloyl groups. *Food Chemistry*, 98, S. 23–31.
- Böhme, M. (1999). Effects of lactate, humate and *Bacillus subtilis* on the growth of tomato plants in hydroponic systems. *Acta Horticulturae*, 481 (1), S. 231–240.
- Böhme, M., Pinker, I., & Junge, H. (2016). Effect of Organic Biostimulators with *Bacillus amyloliquefaciens* ssp. *plantarum* (Former *Bacillus subtilis*) as the Main Agent in Vegetable Cultivation. In M. Islam, M. Rahman, P. Pandey, C. Jha, & A. Aeron, *Bacilli and Agrobiotechnology* (S. 345–366). Cham: Springer.
- Bajguz, A., & Hayat, S. (2009). Review: Effects of brassinosteroids on the plant responses to environmental stresses. *Plant Physiology and Biochemistry*, 47, S. 1–8.
- Battacharyya, D., Babgohari, M., Rathor, P., & Prithiviraj, B. (2015). Review: Seaweed extracts as biostimulants in horticulture. *Scientia Horticulturae*, 196, S. 39–48.
- Berendsen, R., Pieterse, C., & Bakker, P. (2012). The rhizosphere microbiome and plant health. *Trends in Plant Sciences*, 17, S. 478–486.
- Bochow, H., El-Sayed, S., Junge, H., Stavropoulou, A., & Schmiedeknecht, G. (2001). Use of *Bacillus subtilis* as biocontrol agent. IV. Salt-stress tolerance induction by *Bacillus subtilis* FZB24 seed treatment in tropical vegetable field crops, and its mode of action. *Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz*, 108, S. 21–30.
- Bolton, A. (2009). Primary Metabolism and Plant Defense—Fuel for the Fire. *Molecular Plant-Microbe Interactions*, 22 (5), S. 487–497.
- Bonello, P. (2010). Potential of Induced Resistance as a Tool for the Management of Pathogens and Insects in Trees – an Ecological Viewpoint. *New Zealand Journal of Forestry Science*, 40, S. 15–24.
- Bonner, C., & Jensen, R. (1997). Recognition of specific patterns of amino acid inhibition of growth in higher plants, uncomplicated by glutamine-reversible ‘general amino acid inhibition’. *Plant Science*, 130, S. 133–143.
- Bonner, C., Rodrigues, A., Miller, J., & Jensen, R. (1992). Amino acids are general growth inhibitors of *Nicotiana glauca* in tissue culture. *Physiologia Plantarum*, 84, S. 319 – 328.
- Bonner, C., Vrba, J., & Jensen, R. (1988). Response of aromatic- pathway enzymes to changing physiological states of growth in suspension cultures of *Nicotiana glauca*. *Physiologia Plantarum*, 73, S. 451–456.
- Bonner, C., Williams, D., Aldrich, H., & Jensen, R. (1996). Antagonism by L-glutamine of toxicity and growth inhibition caused by other amino acids in suspension cultures of *Nicotiana glauca*. *Plant Science*, 13, S. 43–58.
- Borriß, R. (2011). Use of plant-associated *Bacillus* strains as biofertilizers and biocontrol agents. In D. Maheshwari (Hrsg.), *Bacteria in Agrobiotechnology: Plant Growth Responses* (S. 41–76). Heidelberg: Heidelberg: Springer.
- Borriß, R. (2013). Comparative analysis of the complete genome sequence of the plant growth-promoting bacterium *Bacillus amyloliquefaciens* FZB42. In d. F. Bruijn (Hrsg.), *Molecular Microbial Ecology of the Rhizosphere* (S. 883–898). Hoboken: Wiley Blackwell.
- Borriß, R. (2015). *Bacillus*, a plantbeneficial bacterium. In B. Lugtenberg (Hrsg.), *Principles of Plant-Microbe Interactions. Microbes for Sustainable Agriculture* (S. 379–391). Berlin: Springer.
- Borriß, R. (2016). Phytostimulation and Biocontrol by the Plant-Associated *Bacillus amyloliquefaciens* FZB42: An Update. In M. Islam, M. Rahman, P. Pandey, C. Jha, & A. Aeron, *Bacilli and Agrobiotechnology* (S. 163–185). Cham: Springer International Publishing AG.
- Borriß, R., Chen, X. H., Rueckert, C., Blom, J., Becker, A., & Baumgarth, B. (2011). Relationship of *Bacillus amyloliquefaciens* clades associated with strains DSM7T and *Bacillus amyloliquefaciens* subsp. *plantarum* subsp. nov. based on their discriminating complete

- genome sequences. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, 61, S. 1786–1801.
- Botta, A. (2012). Enhancing plant tolerance to temperature stress with amino acids: an approach to their mode of action. *International Society for Horticultural Science*, 1009, S. 29-35.
- Bulgarelli, D., Rott, M., Schlaeppi, K., Ver Loren van Themaat, E., Ahmadinejad, N., Assenza, F., et al. (2013). Revealing structure and assembly cues for Arabidopsis root inhabiting bacterial microbiota. *Nature*, 488, S. 91-95.
- Burkett-Cadena, M., Kokalis-Burelle, N., Lawrence, K., van Santen, E., & Kloepper, J. (2008). Suppressiveness of root-knot nematodes mediated by rhizobacteria. *Biological Control*, 47, S. 55-59.
- Caldeira, A., Feio, S., Arteiro, J., Coelho, A., & Roseiro, J. (2007). Environmental dynamics of *Bacillus amyloliquefaciens* CCM 1051 antifungal activity under different nitrogen patterns. *Journal of Applied Microbiology*, 104, S. 808-816.
- Calvo, P., Nelson, L., & Kloepper, J. (2014). Agricultural uses of plant biostimulants. *Plant and Soil*, 383, S. 3-41.
- Canellas, L., & Olivares, F. (2014). Review: Physiological responses to humic substances as plant growth promoter. *Chemical and Biological Technologies in Agriculture*, 1:3.
- Carvalhais, L., Dennis, P., Fan, B., Fedoseyenko, D., Kierul, K., Becker, A., et al. (2013). Linking Plant Nutritional Status to Plant-Microbe Interactions. *PLOS ONE*, 8 (7), S. 1-13.
- Castaings, L., Marchive, C., Meyer, C., & Krapp, A. (2011). Nitrogen signalling in Arabidopsis: how to obtain insights into a complex signalling network. *Journal of Experimental Botany*, 62, S. 1391-1397.
- Cawoy, H., Debois, D., Franzil, L., De Pauw, E., Thonart, P., & Ongena, M. (2015). Lipopeptides as main ingredients for inhibition of fungal phytopathogens by *Bacillus subtilis/amyoliquefaciens*. *Microbial Biotechnology*, 8, S. 281-295.
- Cerovica, Z., Masdoumierd, G., Ghazleni, N., & Latouche, G. (2012). A new optical leaf-clip meter for simultaneous non-destructive assessment of leaf chlorophyll and epidermal flavonoids. *Physiologia Plantarum*, 146, S. 251–260.
- Chen, X., Koumoutsis, A., Scholz, R., Schneider, K., Vater, J., Süssmuth, R. D., et al. (2009). Genome analysis of *Bacillus amyloliquefaciens* FZB42 reveals its potential for biocontrol of plant pathogens. *Journal of Biotechnology*, 140, S. 27-37.
- Chen, X., Scholz, R., Borriss, M., Junge, H., Mögel, G., Kunz, S., et al. (2009). Difficidin and bacilysin produced by plant-associated *Bacillus amyloliquefaciens* are efficient in controlling fire blight disease. *Journal of Biotechnology*, 140, S. 38-44.
- Chen, X., Vater, J., Piel, J., Franke, P., Scholz, R., Schneider, K., et al. (2006). Structural and functional characterization of three polyketide synthase gene clusters in *Bacillus amyloliquefaciens* FZB 42. *Journal of Bacteriology*, 188, S. 4024-4026.
- Chowdhury, S., Dietel, K., Rändler, M., Schmid, M., Junge, H., Borriss, R., et al. (2013). Effects of *Bacillus amyloliquefaciens* FZB42 on lettuce growth and health under pathogen pressure and its impact on the rhizosphere bacterial community. *PLoS ONE*, 8 (7), S. e68818.
- Chowdhury, S., Hartmann, A., Gao, X., & Borriss, R. (2015). Biocontrol mechanism by root-associated *Bacillus amyloliquefaciens* FZB42 – a review. *Frontiers in Microbiology*, 6, S. 1-11.
- Chowdhury, S., Uhl, J., Grosch, R., Alquéres, S., Pittroff, S., Dietel, K., et al. (2015). Cyclic lipopeptides of *Bacillus amyloliquefaciens* FZB42 subsp. *plantarum* colonizing the lettuce rhizosphere enhance plant defence responses towards the bottom rot pathogen *Rhizoctonia solani*. *Molecular Plant-Microbe Interactions*, 28 (9), S. 984-995.
- Clouse, S., & Sasse, J. (1998). Brassinosteroids: Essential regulators of plant growth and development. *Annual review of plant physiology and plant molecular biology*, 49, S. 427-451.
- Colla, G., Roupahel, Y., Canaguier, R., Svecova, E., & Cardarelli, M. (2014). Biostimulant action of a plant-derived protein hydrolysate produced through enzymatic hydrolysis. *Frontiers in Plant Science*, 5, S. 1-6.
- Correa, O., Montecchia, M., Berti, M., Ferrari, M., Pucheu, N., & Kerber, N. (2009). *Bacillus amyloliquefaciens* BNM122, a potential microbial biocontrol agent applied on soybean seeds, causes a minor impact on rhizosphere and soil microbial communities. *Applied Soil Ecology*, 41, S. 185–194.

- Da Rocha, A., & Hammerschmidt, R. (2005). History and Perspectives on the Use of Disease Resistance Inducers in Horticultural Crops. *HortTechnology*, 15 (3), S. 518-529.
- Debois, D., Jourdan, E., Smargiasso, N., Thonart, P., de Pauw, E., & Ongena, M. (2014). Spatiotemporal monitoring of the antibiome secreted by *Bacillus* biofilms on plant roots using MALDI Mass Spectrometry imaging. *Analytical Chemistry*, 86, S. 4431-4438.
- Dietel, K., Grosch, R., Rändler, M., Junge, H., Chowdhury, S., Hartmann, A., et al. (2012). Untersuchungen zur Besiedlung von Salat durch das pflanzenwachstumsfördernde Bakterium *Bacillus amyloliquefaciens* FZB42 unter verschiedenen Inokulationsbedingungen. 58. Deutsche Pflanzenschutztagung "Pflanzenschutz – alternativlos". 438, S. 282-283. Braunschweig: Julius-Kühn-Archiv.
- Dixon, G., & Walsh, U. (2002). Suppressing *Pythium ultimum* induced damping-off in cabbage seedlings by biostimulation with proprietary liquid seaweed extracts managing soil-borne pathogens: a sound rhizosphere to improve productivity in intensive horticultural systems. *Proceedings of the XXVIth International Horticultural Congress*, (S. 11-17). Toronto, Canada.
- Doornbos, R., van Loon, L., & Bakker, P. (2012). Impact of root exudates and plant defense signaling on bacterial communities in the rhizosphere. A review. *Agron.Sustain.Dev.* , 32 (1), S. 227-243.
- du Jardin, P. (2015). Plant biostimulants: definition, concept, main categories and regulation. *Scientia Horticulturae*, 30 (196), S. 3-14.
- Ebel, J., & Scheel, D. (1997). *Signals in host-parasite interactions*. Berlin, Heidelberg: Springer-Verlag.
- Eckhard, G., & Reyhaneh, E. (Hrsg.) (2009). *Ökologischer Gemüsebau: Handbuch für Beratung und Praxis* (2. Ausg.). Mainz: Bioland Verlags GmbH.
- Erlacher, A., Grosch, R., Grube, M., & Berg, G. (2014). The impact of the pathogen *Rhizoctonia solani* and its beneficial counterpart *Bacillus amyloliquefaciens* on the indigenous lettuce microbiome. *Frontiers in Microbiology*, 5, S. 175.
- Fan, B., Borriss, R., Bleiss, W., & Wu, X. (2012). Gram-positive rhizobacterium *Bacillus amyloliquefaciens* FZB42 colonizes three types of plants in different patterns. *Journal of Microbiology*, 50, S. 38-44.
- Fan, B., Chen, X. H., Budiharjo, A., Vater, J., & Borriss, R. (2011). Efficient colonization of plant roots by the plant growth promoting bacterium *Bacillus amyloliquefaciens* FZB42, engineered to express green fluorescent protein. *Journal of Biotechnology*, 151, S. 303-311.
- Fernández-Aparicio, M., Bernard, A., Falchetto, L., Marget, P., Chauvel, B., Steinberg, C., et al. (2017). Investigation of Amino Acids As Herbicides for Control of *Orobanche minor* Parasitism in Red Clover. *Frontiers in Plant Science*, 8 (842), S. 1-12.
- Forsum, O., Svennerstam, H., Ganeteg, U., & Näsholm, T. (2008). Capacities and constraints of amino acid utilization in Arabidopsis. *New Phytologist*, 179 (4), S. 1058-1069.
- Friebe, A., Volz, A., Schmidt, J., Voigt, B., Adam, G., & Schnabl, H. (1999). 24-Epi-Secasterone and 24-epi-castasterone from *Lychnis viscaria* seeds. *Phytochemistry*, 52, S. 1607-1610.
- Gül, A., Kidoglu, F., Tuzel, Y., & Tuzel, I. (2008). Effects of nutrition and *Bacillus amyloliquefaciens* on tomato (*Solanum lycopersicum* L.) growing in perlite. *Spanish Journal of Agricultural Research*, 6 (3), S. 422-429.
- Grosch, R., Junge, H., Krebs, B., & Bochow, H. (1999). Use of *Bacillus subtilis* as biocontrol agent. III. Influence of *Bacillus subtilis* on fungal root diseases and on yield in soilless culture. *Journal of Plant Diseases and Protection*, 106, S. 568-580.
- Gunes, A., Post, W., Kirkby, A., & M., A. (1994). Influence of partial replacement of nitrate by amino acid nitrogen or urea in the nutrient medium on nitrate accumulation in NFT grown winter lettuce. *Journal of Plant Nutrition*, 17, S. 1929-1938.
- Hamada, K. (1986). Brassinolide in crop cultivation. In P. Macgregor (Hrsg.), *Plant Growth Regulators in Agriculture* (S. 190-196). Taiwan: Food Fertil. Technol. Cent. Asian Pac. Reg.
- Hartmann, A., Schmid, M., van Tuinen, D., & Berg, G. (2009). Plant-driven selection of microbes. *Plant and Soil*, 321, S. 235-257.
- Hayat, R., Ali, S., Amara, U., Khalid, R., & Ahmed, I. (2010). Soil beneficial bacteria and their role in plant growth promotion: a review. *Annals of Microbiology*, 60, S. 579-598.

- Heil, M., & Baldwin, I. (2002). Fitness costs of induced resistance: emerging experimental support for a slippery concept. *TRENDS in Plant Science*, 7 (2), S. 61-67.
- Hussain, A., & Boney, A. (1973). Hydrophilic growth inhibitors from *Laminaria* and *Ascophyllum*. *New Phytology*, 72, S. 403-410.
- Idris, E., D., I., Talon, M., & Borriss, R. (2007). Tryptophan-Dependent Production of Indole-3-Acetic Acid (IAA) Affects Level of Plant Growth Promotion by *Bacillus amyloliquefaciens* FZB42. *Molecular Plant-Microbe Interactions*, 20 (6), S. 619-626.
- Jannin, L., Arkoun, M., Etienne, P., Laîné, P., Goux, D., Garnica, M., et al. (2013). Brassica napus growth is promoted by *Ascophyllum nodosum* (L.) Le Jol. seaweed extract: microarray analysis and physiological characterization of N, C, and S metabolisms. *Journal of Plant Growth Regulation*, 32, S. 31-52.
- Jindo, K., Martim, S., Navarro, E., Aguiar, N., & Canellas, L. (2012). Root growth promotion by humic acids from composted and non-composted urban organic wastes. *Plant and Soil*, 353, S. 209-220.
- Joy, K. (1969). Nitrogen metabolism of *Lemna minor*. I. Growth, nitrogen sources and amino acid inhibition. *Plant Physiology*, 44, S. 845-848.
- Khan, W., Rayirath, U., Subramanian, S., Jithesh, M., Rayorath, P., Hodges, D., et al. (2009). Seaweed Extracts as Biostimulants of Plant Growth and Development. *Journal of Plant Growth Regulation*, S. 1-14.
- Khan, W., Zhai, R., Souleimanov, A., Critchley, A., Smith, D., & Prithiviraj, B. (2012). Commercial extract of *Ascophyllum nodosum* improves root colonization of alfalfa by its bacterial symbiont *Sinorhizobium meliloti*. *Communications in Soil Science and Plant Analysis*, 43, S. 2425-2436.
- Kierul, K., Voigt, B., Albrecht, D., Chen, X., Carvalhais, L., & Borriss, R. (2015). Influence of root exudate on the extracellular proteome of the plant-growth-promoting bacterium *Bacillus amyloliquefaciens* FZB42. *Microbiology*, 161, S. 131-147.
- Kloepper, J. W., Leong, J., Teintze, M., & Schroth, M. (28. 08 1980). Enhancing plant growth by siderophores produced by plant-growth-promoting rhizobacteria. *Nature*, 286, S. 885-886.
- Kloepper, J., Ryu, C., & Zhang, S. (2004). Induced systemic resistance and promotion of plant growth by *Bacillus* spp. *Phytopathology*, 94, S. 1259-1266.
- Kolodkin, I., Romero, D., Cao, S., Clardy, J., Kolter, R., & Losick, R. (2010). D-Amino acids trigger biofilm disassembly. *Science*, 328, S. 627-629.
- Koumoutsis, A., Chen, X. H., Henne, A., Liesegang, H., Hitzeroth, G., Franke, P., et al. (2004). Structural and functional characterization of gene clusters directing nonribosomal synthesis of bioactive cyclic lipopeptides in *Bacillus amyloliquefaciens* strain FZB42. *Journal of Bacteriology*, 186, S. 1084-1096.
- Kröber, M., Wibberg, D., Grosch, R., Eikmeyer, F., Verwaaijen, B., Chowdhury, S. P., et al. (2014). Effect of the strain *Bacillus amyloliquefaciens* FZB42 on the microbial community in the rhizosphere of lettuce under field conditions analyzed by whole metagenome sequencing. *Frontiers in Microbiology*, 5, S. 252.
- Krishna, P. (2003). Brassinosteroid-Mediated Stress Responses. *Journal of Plant Growth Regulation*, S. 289-297.
- Krouk, G., Lacombe, B., Bielach, A., Perrine-Walker, F., Malinska, K. M., Hoyerova, K., et al. (2010). Nitrate-regulated auxin transport by NRT1.1 defines a mechanism for nutrient sensing in plants. *Developmental Cell*, 18, S. 927-937.
- Kuwada, K., Wamochi, L., Utamura, M., Matsushita, I., & Ishii, T. (2006). Effect of red and green algal extracts on hyphal growth of arbuscular fungi, and on mycorrhizal development and growth of papaya and passionfruit. *Agronomy Journal*, 98, S. 1340-1344.
- Li, B., Li, Q., Xu, Z., Zhang, N., Shen, Q., & Zhang, R. (2014). Response of beneficial *Bacillus amyloliquefaciens* SQR9 to different soilborne fungal pathogens through the alteration of antifungal compounds production. *Frontiers in Microbiology*, 5, S. 636.
- Liu, X., & Lee, K. (2012). Effect of Mixed Amino Acids on Crop Growth. In G. Aflakpui, *Agricultural Science*. Rijeka: InTech.

- Lizzi, Y., Coulomb, C., Polian, C., Coulomb, P., & Coulomb, P. (1998). Seaweed and mildew: what does the future hold? Laboratory tests have produced encouraging results. *Phytoma*, 508, S. 29–30.
- Ljung, K., Bhalerao, R., & Sandberg, G. (2001). Sites and homeostatic control of auxin biosynthesis in *Arabidopsis* during vegetative growth. *Plant Journal*, 28, S. 465–474.
- Loureiro, R., Reis, R., & Critchley, A. (2010). In vitro cultivation of three *Kappaphycus alvarezii* (Rhodophyta, Areschougaceae) variants (green, red and brown) exposed to a commercial extract of the brown alga *Ascophyllum nodosum* (Fucaceae, Ochrophyta). *Journal of Applied Phycology*, 22, S. 101–104.
- Mäder, U., Homuth, G., Scharf, C., Büttner, K., Bode, R., & Hecker, M. (2002). Transcriptome and Proteome Analysis of *Bacillus subtilis* Gene Expression Modulated by Amino Acid Availability. *Journal of Bacteriology*, 184 (15), S. 4288–4295.
- MacKinnon, S., Craft, C., Hiltz, D., & Ugarte, R. (2010). Improved methods of analysis for betaines in *Ascophyllum nodosum* and its commercial seaweed extracts. *Journal of Applied Phycology*, 22, S. 489–494.
- Moe, L. (2013). Amino Acids in the Rhizosphere: From Plants to Microbes. *American Journal of Botany*, 100, S. 1692–1705.
- Moeller, M., & Smith, M. (1998). The significance of the mineral component of seaweed suspensions on lettuce (*Lactuca sativa* L.) seedling growth. *Journal of Plant Physiology*, 153, S. 658–663.
- Müssig, C., & Altmann, T. (1999). Physiology and molecular mode of action of brassinosteroids. *Plant Physiology and Biochemistry*, 37, S. 363–372.
- Näsholm, T., Kielland, K., & Ganeteg, U. (2009). Tansley review: Uptake of organic nitrogen by plants. *New Phytologist*, 182, S. 31–48.
- Nakamura, T., Nagayama, K., Uchida, K., & Tanaka, R. (1996). Antioxidant activity of phlorotannins isolated from the brown alga *Eisenia bicyclis*. *Fisheries Science*, 62, S. 923–926.
- Neelam, A., Marvier, A., Hall, J., & Williams, L. (1999). Functional characterization and expression analysis of the amino acid permease RcAAP3 from castor bean. *Journal of Plant Physiology*, 120, S. 1049–1056.
- Neily, W., Shishkov, L., Nickerson, S., Titus, D., & Norrie, J. (2010). Commercial extract from the brown seaweed *Ascophyllum nodosum* (Acadian (R)) improves early establishment and helps resist water stress in vegetable and flower seedlings. *HortScience*, 45, S. 105–106.
- Nihorimbere, V., Cawoy, H., Seyer, A., Brunelle, A., Thonart, P., et al. (2012). Impact of rhizosphere factors on cyclic lipopeptide signature from the plant beneficial strain *Bacillus amyloliquefaciens* S499. *FEMS Microbiology Ecology*, 79, S. 176–191.
- O'Toole, G., & Kolter, R. (1998). Initiation of biofilm formation in *Pseudomonas fluorescens* WCS365 proceeds via multiple, convergent signalling pathways: A genetic analysis. *Molecular Microbiology*, 28, S. 449–461.
- Panda, D., Pramanik, K., & Nayak, B. (2012). Use of Sea Weed Extracts as Plant Growth Regulators for Sustainable Agriculture. *International Journal of Bio-resource and Stress Management*, 3 (3), S. 404–411.
- Perez-Garcia, A., Romero, D., & de Vicente, A. (2011). Plant protection and growth stimulation by microorganisms: biotechnological applications of *Bacilli* in agriculture. *Current Opinion in Biotechnology*, 22, S. 187–193.
- Pieterse, C. M., Zamioudis, C., Berendsen, R. L., Weller, D. M., Van Wees, S. C., & Bakker, P. A. (2014). Induced systemic resistance by beneficial microbes. *Annual Review of Phytopathology*, 52, S. 347–375.
- Piryns, I., Vernailen, S., & Michel, J. (1988). Inhibitory effects of aspartate-derived amino acids and aminoethylcysteine, a lysine analog, on the growth of sorghum seedlings; relation with three enzymes of the aspartate-pathway. *Plant Science*, 57, S. 93 – 101.
- PROTAN AG. (20.06.2006). Aminogram DIAMIN BE Bioplus. Ruggell.
- Raaijmakers, J., De Bruin, I., Nybroe, O., & Ongena, M. (2010). Natural functions of cyclic lipopeptides from *Bacillus* and *Pseudomonas*: more than surfactants and antibiotics. *FEMS Microbiology Reviews*, 34, S. 1037–1062.

- Rayorath, P., Benkel, B., Hodges, D., Allan-Wojtas, P., MacKinnon, S., Critchley, A., et al. (2009). Lipophilic components of the brown seaweed, *Ascophyllum nodosum*, enhance freezing tolerance. *Arabidopsis thaliana. Planta*, 230, S. 135-147.
- Reed, R., Davison, I., Chudek, J., & Foster, R. (1985). The osmotic role of mannitol in the *Phaeophyta*: an appraisal. *Phycologia*, 24, S. 35-47.
- Roddick, J., & Guan, M. (1991). Brassinosteroids and root development. In H. Cutler, T. Yokota, G. Adam, & (Eds.), *Brassinosteroids: Chemistry, Bioactivity and Applications, ACS Symposium Series* (Bd. 474, S. 231-245). Washington, DC: American Chemical Society.
- Rose, M., Patti, A., Little, K., Brown, A., Jackson, W., & Cavagnaro, T. (2014). A meta-analysis and review of plant-growth response to humic substances: Practical implications for agriculture. *Advances in Agronomy*, 124, S. 37-89.
- Roth, U., Friebe, A., & Schnabl, H. (2000). Resistance Induction in Plants by a Brassinosteroid-Containing Extract of *Lychnis viscaria* L. *Zeitschrift für Naturforschung*, S. 552-559.
- Ryu, C., Farag, M., Hu, C., Reddy, M., Wei, H., Paré, P., et al. (2003). Bacterial volatiles promote growth in *Arabidopsis*. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 100, S. 4927-4932.
- Sarosh, B. R., Danielsson, J., & Meijer, J. (2009). Transcript profiling of oilseed rape (*Brassica napus*) primed for biocontrol differentiate genes involved in microbial interactions with beneficial *Bacillus amyloliquefaciens* from pathogenic *Botrytis cinerea*. *Plant Molecular Biology*, 70, S. 31-45.
- Sasse, J. (2002). Physiological actions of brassinosteroids. *Journal of Plant Growth Regulation*, 22, S. 276-288.
- Schneider, K., Chen, X., Vater, J., Franke, P., Nicholson, G., Borriss, R., et al. (2007). Macrolactin is the polyketide biosynthesis product of the pks2 cluster of *Bacillus amyloliquefaciens* FZB42. *Journal of Natural Products*, 70, S. 1417-1423.
- Scholz, R., Molohon, K., Nachtigall, J., Vater, J., Markley, A., Süssmuth, R., et al. (2011). Plantazolicin, a novel microcin B17/streptolysin S-like natural product from *Bacillus amyloliquefaciens* FZB42. *Journal of Bacteriology*, 193, S. 215-224.
- Scholz, R., Vater, J., Budiharjo, A., Wang, Z., He, Y., & Dietel, K. (2014). Amylocyclicin, a novel circular bacteriocin produced by *Bacillus amyloliquefaciens* FZB42. *Journal of Bacteriology*, 196, S. 1842-1852.
- Schopfer, P., & Brennicke, A. (2010). *Pflanzenphysiologie* (7.Ausg.). Heidelberg: Springer.
- Sharma, H., Selby, C., Carmichel, E., McRoberts, C., Rao, J., Ambrosino, P., et al. (2016). Physicochemical analyses of plant biostimulant formulations and characterisation of commercial products by instrumental techniques. *Chemical and Biological Technologies in Agriculture*, 3 (13).
- Shvers, R., & Sonenshein, A. (2004). Activation of the *Bacillus subtilis* global regulator CodY by direct interaction with branched chain amino acids. *Molecular Microbiology*, 53, S. 599-611.
- Singh, P., Wu, C., & Zimmerli, L. (2010). Beta-aminobutyric acid priming by stress imprinting. *Plant Signaling & Behavior*, 5 (7), S. 878-880.
- Swaminathan, M. (2006). An Evergreen Revolution. *Crop-Science*, 46, S. 2293-2303.
- Tsouvaltzis, P., Athanasios Koukounaras, A., & Siomos, A. (2014). Application of Amino Acids Improves Lettuce Crop Uniformity and Inhibits Nitrate Accumulation Induced by the Supplemental Inorganic Nitrogen Fertilization. *International Journal of Agriculture and Biology*, 16, S. 951-955.
- Valdrighi, M., Pera, A., Agnolucci, M., Frassinetti, S., Lunardi, D., & Vallini, G. (1996). Effects of compost-derived humic acids on vegetable biomass production and microbial growth within a plant (*Cichorium intybus*)-soil system: a comparative study. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 58, S. 133-144.
- Valle, J., Dare, S., Schmid, S., Skurnik, D., D'Ari, S., & Ghigo, M. (2008). The amino acid valine is secreted in continuous-flow bacterial biofilms. *Journal of Bacteriology*, 190, S. 264 - 274.
- Vavrina, C. (1999). *Plant growth promoting rhizobacteria via a transplant plug delivery system in the production of drip irrigated pepper*. Immokalee, FL, USA: SWFREC Station Report.
- Wally, O., Critchley, A., Hiltz, D., Craigie, J., Han, X., Zaharia, L., et al. (2013). Regulation of phytohormone biosynthesis and accumulation in *Arabidopsis* Following treatment with

- commercial extract from the marine macroalga *Ascophyllum nodosum*. *Journal of Plant Growth Regulation*, 32, S. 324-339.
- Walters, D., & Heil, M. (2007). Costs and Trade-Offs Associated with Induced Resistance. *Physiological and Molecular Plant Pathology*, 71, S. 3-17.
- Wang, S., Wu, H., Qiao, J., Ma, L., Liu, J., Xia, Y., et al. (2009). Molecular mechanism of plant growth promotion and induced systemic resistance to tobacco mosaic virus by *Bacillus spp.* *Journal of Microbiology and Biotechnology*, 19, S. 1250-1258.
- Wang, T., Jonsdottir, R., & Ólafsdóttir, G. (2009). Total phenolic compounds, radical scavenging and metal chelation of extracts from Icelandic seaweeds. *Food Chemistry*, 116, S. 240-248.
- Weinmann, M. (2017). Bio-effectors for improved growth, nutrient acquisition and disease resistance of crops. *Dissertation*. Hohenheim: Universität Hohenheim.
- Wolf, H. (2015). *Aminosäuren und Peptide für die Pflanzenstärkung*. Abgerufen am 06. 08 2017 von BioProton: http://www.bioproton.com/uploads/filemanager/dokumente/aminosaure_n_und_peptide_fur_die_pflanzenstaerkung.pdf
- Woodward, A., & Bartel, B. (2005). Auxin: Regulation, action, and interaction. *Annals of Botany*, 95, S. 707-735.
- Yao, A., Bochow, H., Karimov, S., Boturov, U., Sanginboy, S., & Sharipov, K. (2006). Effect of FZB24 *Bacillus subtilis* as a biofertilizer on cotton yields in field tests. *Archives of Phytopathology and Plant Protection*, 39, S. 1-6.

Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Eingetopfte Salate angeordnet nach Versuchsplan am 13.04.2017	3
Abbildung 2: Erste Applikation bei der Aussaat	6
Abbildung 3: Pro Variante wurden 60 Samen in eine Saatschale ausgesät	6
Abbildung 4: Eintopfen der Salate am 22.02.2017	6
Abbildung 5: Anordnung der eingetopften Salate auf dem Fluttisch im Gewächshaus GC171	6
Abbildung 6: Flutbewässerung und Belichtung am 17.03.2017	7
Abbildung 7: Messung der Blattfrischsubstanz mit Sartorius AZ313 am 08.03.2017	8
Abbildung 8: Salatblätter und -wurzeln im Trockenschrank bei 60°C	8
Abbildung 9: Wurzeln vom Substrat trennen am 05.04.2017	8
Abbildung 10: Gewaschene Salatwurzel (05.04.2017)	8
Abbildung 11: Substratsuspensionen auf der Schüttelmaschine	9
Abbildung 12: Filtrieren der Substratsuspensionen und Multimeter HQ40d	9
Abbildung 13: Chlorosen an den Salaten der Versuchsreihe 1, Tag 51	11
Abbildung 14: Chlorosen an den Salaten der Versuchsreihe 2, Tag 54	11
Abbildung 15: Diagramm der Keimrate (%) der Versuchsreihe 1, Tag 4	12
Abbildung 16: : Diagramm der Keimrate (%) der Versuchsreihe 2, Tag 3	12
Abbildung 17: Diagramm Blattfrischsubstanz, Versuchsreihe 1, Woche 4	14
Abbildung 18: Diagramm Blattfrischsubstanz, Versuchsreihe 2, Woche 4	14
Abbildung 19: Diagramm Blatttrockensubstanz, Versuchsreihe 1, Woche 4	14
Abbildung 20: Diagramm Blatttrockensubstanz, Versuchsreihe 2, Woche 4	14
Abbildung 21: Diagramm Wurzel trocken-substanz, Versuchsreihe 1, Woche 4	14
Abbildung 22: Diagramm Wurzel trocken-substanz, Versuchsreihe 2, Woche 4	14
Abbildung 23: Diagramm Blattfrischsubstanz, Versuchsreihe 1, Woche 8	16
Abbildung 24: Diagramm Blattfrischsubstanz, Versuchsreihe 2, Woche 8	16
Abbildung 25: Diagramm Blatttrockensubstanz, Versuchsreihe 1, Woche 8	16
Abbildung 26: Diagramm Blatttrockensubstanz, Versuchsreihe 2, Woche 8	16
Abbildung 27: Diagramm Wurzel trocken-substanz, Versuchsreihe 1, Woche 8	16
Abbildung 28: Diagramm Wurzel trocken-substanz, Versuchsreihe 2, Woche 8	16
Abbildung 29: Chlorophyll-Gehalt der Versuchsreihe 1, Woche 2	XIX
Abbildung 30: Chlorophyll-Gehalt der Versuchsreihe 2, Woche 2	XIX
Abbildung 31: Flavonol-Gehalt der Versuchsreihe 1, Woche 2	XIX

Abbildung 32: Flavonol-Gehalt der Versuchsreihe 2, Woche 2.....	XIX
Abbildung 33: Anthocyan-Gehalt der Versuchsreihe 1, Woche 2	XX
Abbildung 34: Anthocyan-Gehalt der Versuchsreihe 2, Woche 2	XX
Abbildung 35: Nitrogen-Balance-Index der Versuchsreihe 1, Woche 2	XX
Abbildung 36: Nitrogen-Balance-Index der Versuchsreihe 2, Woche 2	XX
Abbildung 37: Boxplot Blattbreite der Versuchsreihe 1, Woche 2	XXI
Abbildung 38: Boxplot Blattbreite der Versuchsreihe 2, Woche 2	XXI
Abbildung 39: Boxplot Blattlänge der Versuchsreihe 1, Woche 2	XXI
Abbildung 40: Boxplot Blattlänge der Versuchsreihe 2, Woche 2	XXI
Abbildung 41: Boxplot TS Blatt (in g) Versuchsreihe 1	XXII
Abbildung 42: Boxplot TS Blatt (in g) Versuchsreihe 2	XXII
Abbildung 43: Boxplot FS Blatt (in g) Versuchsreihe 1	XXII
Abbildung 44: Boxplot FS Blatt (in g) Versuchsreihe 2	XXII
Abbildung 45: Boxplot TS Wurzel (in g) Versuchsreihe 1	XXIII
Abbildung 46: Boxplot TS Wurzel (in g) Versuchsreihe 2	XXIII
Abbildung 47: Boxplot FS Wurzel (in g) Versuchsreihe 1	XXIII
Abbildung 48: Boxplot FS Wurzel (in g) Versuchsreihe 2	XXIII
Abbildung 49: Chlorophyll-Gehalt der Versuchsreihe 1, Woche 6	XXIV
Abbildung 50: Chlorophyll-Gehalt der Versuchsreihe 2, Woche 6	XXIV
Abbildung 51: Flavonol-Gehalt der Versuchsreihe 1, Woche 6.....	XXIV
Abbildung 52: Flavonol-Gehalt der Versuchsreihe 2, Woche 6.....	XXIV
Abbildung 53: Anthocyan-Gehalt der Versuchsreihe 1, Woche 6	XXV
Abbildung 54: Anthocyan-Gehalt der Versuchsreihe 2, Woche 6	XXV
Abbildung 55: Nitrogen-Balance-Index der Versuchsreihe 1, Woche 6	XXV
Abbildung 56: Nitrogen-Balance-Index der Versuchsreihe 2, Woche 6	XXV
Abbildung 57: Boxplot TS Blatt (in g) Versuchsreihe 1	XXVI
Abbildung 58: Boxplot TS Blatt (in g) Versuchsreihe 2	XXVI
Abbildung 59: Boxplot FS Blatt (in g) Versuchsreihe 1	XXVI
Abbildung 60: Boxplot FS Blatt (in g) Versuchsreihe 2	XXVI
Abbildung 61: Boxplot TS Wurzel (in g) Versuchsreihe 1	XXVII
Abbildung 62: Boxplot TS Wurzel (in g) Versuchsreihe 2	XXVII
Abbildung 63: Boxplot FS Wurzel (in g) Versuchsreihe 1	XXVII
Abbildung 64: Boxplot FS Wurzel (in g) Versuchsreihe 2	XXVII
Abbildung 65: Aminogramm von DIAMIN BE Bioplus (Rohstoff für AminoPlus): Durchschnittliche Aminosäurezusammensetzung pro 100g Protein (PROTAN AG, 2006)	XXX

Quelle: Abbildungen wurden, wenn nichts anderes erwähnt, selbst erstellt.

Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Positive Wirkungen durch die Applikation von <i>B.amyloliquefaciens</i> subsp. <i>plantarum</i> im Pflanzenbau	9
Tabelle 2: Verwendetes Saatgut/ Versuchspflanze	2
Tabelle 3: Für Applikationsmischungen verwendete Bio-Stimulanzen und Mikroorganismen	2
Tabelle 4: Versuchsphasen und Zeitraum	3
Tabelle 5: Versuchsanlage, Übersicht der Versuchsvarianten und der Versuchsreihen	3
Tabelle 6: Menge und Zusammensetzung der Applikationsmischungen	4
Tabelle 7: Zeitlicher Ablauf des Versuches	5
Tabelle 8: Diagramme der Bonitur 3 stellen die Mittelwerte der metrischen Biomassen (in g) und ihre relativen Abweichung (in Prozent, blaue Zahlen) von der jeweiligen Kontrolle (=100%) dar. Mit * gekennzeichnete Mittelwerte sind signifikant unterschiedlich von der Kontrolle, n=12.....	14
Tabelle 9: Diagramme der Bonitur 5 stellen die Mittelwerte der metrischen Biomassen (in g) und ihre relativen Abweichung (in Prozent, blaue Zahlen) von der jeweiligen Kontrolle (=100%)	

dar. Mit * gekennzeichnete Mittelwerte sind signifikant unterschiedlich von der Kontrolle, n=12.....	16
Tabelle 10: Bonitur 2, Versuchsreihe 1 und 2, Einfluss der verschiedenen Applikationsvarianten auf Blattgehalte Chlorophyll (Chl), Flavonol (Flav), Nitrogen-Balance-Index (NBI) und Anthozyan (Anth) nach 2 Wochen Kulturzeit, n=7.....	17
Tabelle 11: Bonitur 4, Versuchsreihe 1 und 2, Einfluss der verschiedenen Applikationsvarianten auf Blattgehalte Chlorophyll (Chl), Flavonol (Flav), Nitrogen-Balance-Index (NBI) und Anthozyan (Anth) nach 6 Wochen Kulturzeit, n=7.....	18
Tabelle 12: Bonitur 2, Versuchsreihe 1 und 2, Einfluss der verschiedenen Applikationsvarianten auf Blattgrösse nach 2 Wochen Kulturzeit, n=7.....	18
Tabelle 13: pH- und EC-Werte der Substrate, Versuchsreihe 1.....	19
Tabelle 14: Gemessene Keimrate der 1. Versuchsreihe, Stichtag K1 = 65.....	VI
Tabelle 15: Gemessene Keimrate der 2. Versuchsreihe, Stichtag K1 = 65%.....	VI
Tabelle 16: Definitive Keimrate der 1. Versuchsreihe.....	VI
Tabelle 17: Definitive Keimrate der 2. Versuchsreihe.....	VI
Tabelle 18: Rohdaten Bonitur 2, Versuchsreihe 1, 22.02.2017.....	VII
Tabelle 19: Rohdaten Bonitur 2, Versuchsreihe 2, 31.03.2017.....	VIII
Tabelle 20: Rohdaten Bonitur 3, Versuchsreihe 1, 08.03.2017.....	IX
Tabelle 21: Rohdaten Bonitur 3, Versuchsreihe 2, 13.04.2017.....	X
Tabelle 22: Rohdaten Bonitur 4, Versuchsreihe 1, 22.03.2017.....	XIII
Tabelle 23: Rohdaten Bonitur 4, Versuchsreihe 2, 12.05.2017.....	XIV
Tabelle 24: Bonitur 5, Versuchsreihe 1, 05.04.2017.....	XV
Tabelle 25: Bonitur 5, Versuchsreihe 2, 15.05.2017.....	XVI
Tabelle 26: Bonitur 2, statistische Grafiken der Blattgehalte aus Statistiksoftware R.....	XIX
Tabelle 27: Bonitur 2, statistische Grafiken der Blattgrösse aus Statistiksoftware R.....	XXI
Tabelle 28: Bonitur 3, statistische Grafiken der Blatt- und Wurzelmassen aus Statistiksoftware R.....	XXII
Tabelle 29: Bonitur 4, statistische Grafiken der Blattgehalte aus Statistiksoftware R.....	XXIV
Tabelle 30: Bonitur 5, statistische Grafiken der Blatt- und Wurzelmassen aus Statistiksoftware R.....	XXVI
Tabelle 31: Bonitur 3, Versuchsreihe 1, Mittelwerte der Varianten und Unterschiede von Kontrolle in %.....	XXVIII
Tabelle 32: Bonitur 3, Versuchsreihe 2, Mittelwerte der Varianten und Unterschiede von Kontrolle in %.....	XXVIII
Tabelle 33: Bonitur 5, Versuchsreihe 1, Mittelwerte der Varianten und Unterschiede von Kontrolle in %.....	XXIX
Tabelle 34: Bonitur 5, Versuchsreihe 2, Mittelwerte der Varianten und Unterschiede von Kontrolle in %.....	XXIX

Anhang

Anhang 1: Aufgabenstellung der Bachelorarbeit	II
Anhang 2: Plagiatserklärung	V
Anhang 3: Rohdaten Bonitur 1 Keimrate.....	VI
Anhang 4: Rohdaten Bonitur 2, Woche 2, Blattfaktoren und Blattgrössen	VII
Anhang 5: Rohdaten Bonitur 3, Woche 4, Blatt- und Wurzelmassen der Jugendentwicklung.....	IX
Anhang 6: Rohdaten Bonitur 4, Woche 6, Blattfaktoren und Kopfgrössen.....	XIII
Anhang 7: Rohdaten Bonitur 5, Woche 8, Blatt- und Wurzelmassen am Versuchsende	XV
Anhang 8: Statistische Auswertung der 2. Bonitur.....	XIX
Anhang 9: Statistische Auswertung der 3. Bonitur.....	XXII
Anhang 10: Statistische Auswertung der 4. Bonitur	XXIV
Anhang 11: Statistische Auswertung der 5. Bonitur	XXVI
Anhang 12: Bonitur 3 Abweichung der Mittelwerte von der Kontrolle in %	XXVIII
Anhang 13: Bonitur 5 Abweichung der Mittelwerte von der Kontrolle in %	XXIX
Anhang 14: Aminogramm von AminoPlus	XXX

Anhang 1: Aufgabenstellung der Bachelorarbeit

Zürcher Hochschule
für Angewandte Wissenschaften



**Life Sciences und
Facility Management**

Institut für
Umwelt und
Natürliche Ressourcen

Bachelor-Arbeit		
Studienjahrgang		UI 13 TZ
Titel		Wachstumsfördernde Wirkung durch Mischung von Mikroorganismen und Biostimulanzen.
Vertraulich		ja <input type="checkbox"/> X nein <input checked="" type="checkbox"/>
Fachgebiet		Phytomedizin
Namen	StudentIn	Monika Moa Bühner
	1. KorrektorIn	Esther Fischer
	2. KorrektorIn	Reto Flückiger
	3. KorrektorIn	

Seite 2 von 3

Aufgabenstellung <ul style="list-style-type: none"> • Ausgangslage • Zielsetzungen • Zusätzliche Auftrags-modalitäten 	<p>Im Handel werden verschiedene Produkte von Mikroorganismen (z.B. <i>Bacillus amyloliquefaciens</i>) und Biostimulanzen (z.B. Aminosäuren, Huminsäuren, Algen- und Pflanzenextrakte) für den Pflanzenbau angeboten. Die Andermatt Biocontrol AG möchte nun wissen ob sich diese Produkte auch kombinieren lassen, und ob und welche Auswirkungen dies auf die Pflanzen hat.</p> <p>Ziel dieser Arbeit ist die Untersuchung welche Bio-Stimulanzen die Mikroorganismen <i>Bacillus amyloliquefaciens</i> FZB 42 positiv stimulieren oder ihre Wirkung auf Pflanzen durch additive oder synergistische Effekte ergänzen.</p> <p>Diese Bachelorarbeit umfasst eine Literaturrecherche zur Einsatzweise von <i>B. amyloliquefaciens</i> in der Pflanzenproduktion. Der Stand der Forschung über verschiedene Biostimulanzen und ihre Kombination mit <i>B. amyloliquefaciens</i> wird erläutert.</p> <p>In einem Topfversuch werden <i>Bacillus amyloliquefaciens</i> FZB 42 in Kombination mit verschiedenen Biostimulanzen (Aminosäuren, Huminsäuren, Braunalgenextrakt (<i>Ascophyllum nodosum</i>) und Pechnelkenextrakt) appliziert und die Effekte auf Kopfsalate getestet.</p> <p>Vorläufiges Inhaltsverzeichnis:</p> <p>Zusammenfassung</p> <ol style="list-style-type: none"> 1. Einleitung <ol style="list-style-type: none"> 1.1 Mikroorganismen: Grundlagen und Anwendung im Pflanzenbau 1.2 Biostimulanzen (Aminosäuren, Huminsäuren, Braunalgen- und Pechnelkenextrakte) 1.3 Stand der Forschung: <i>B. amyloliquefaciens</i> und seine Anwendung, in Kombination mit Biostimulanzen 2. Material und Methoden <ol style="list-style-type: none"> 2.1 Literaturrecherche 2.2 Topfversuche: Herkunft der Produkte, Versuchsaufbau, Applikationsmischungen, Bonitierungen, Statistische Analysen 3. Ergebnisse <ol style="list-style-type: none"> 3.1 Topfversuche 3.2 Statistische Ergebnisse 4. Diskussion <ol style="list-style-type: none"> 4.1 Wirkung der Kombinationen auf Versuchspflanzen 4.2 Fazit <p>Literaturverzeichnis, Abbildungsverzeichnis, Tabellenverzeichnis</p> <p>Anhang</p>
Formale Anforderungen	<p>Die Weisungen zur Arbeit müssen gelesen und erfüllt werden.</p> <p>http://www.lsfm.zhaw.ch/science/studium/info/bachelor-studium/wichtige-dokumente.html</p>

Zeitplan

[illegible]

Plagiate verstossen gegen die Urheberrechte, eine Verletzung dieser Rechte wird gemäss der Studien- und Prüfungsordnung für die Bachelorstudiengänge der Hochschule Wädenswil vom 01.09.2006 in § 38, 39 geregelt. Diese Studien- und Prüfungsordnung gilt für alle Bachelorstudienjahrgänge bis und mit Studienstart 2009.

Für Bachelorstudienjahrgänge mit Studienbeginn ab 2010 und die Masterstudiengänge mit Studienbeginn ab 2009 gilt § 39 der Rahmenprüfungsordnung für Bachelor- und Masterstudiengänge an der Zürcher Hochschule für Angewandte Wissenschaften vom 29.01.2008.

Anhang 2: PlagiatserklärungZürcher Hochschule
für Angewandte WissenschaftenLife Sciences und
Facility Management**Erklärung betreffend das selbständige Verfassen einer
Bachelorarbeit im Departement Life Sciences und Facility
Management**

Mit der Abgabe dieser Bachelorarbeit versichert der/die Studierende, dass er/sie die Arbeit selbständig und ohne fremde Hilfe verfasst hat.

Der/die unterzeichnende Studierende erklärt, dass alle verwendeten Quellen (auch Internetseiten) im Text oder Anhang korrekt ausgewiesen sind, d.h. dass die Bachelorarbeit keine Plagiate enthält, also keine Teile, die teilweise oder vollständig aus einem fremden Text oder einer fremden Arbeit unter Vorgabe der eigenen Urheberschaft bzw. ohne Quellenangabe übernommen worden sind.

Bei Verfehlungen aller Art treten Paragraph 39 und Paragraph 40 der Rahmenprüfungsordnung für die Bachelor- und Masterstudiengänge an der Zürcher Hochschule für Angewandte Wissenschaften vom 29. Januar 2008 sowie die Bestimmungen der Disziplinarmassnahmen der Hochschulordnung in Kraft.

Ort, Datum:

Wädenswil, 4.9.2017

Unterschrift:

A handwritten signature in blue ink, appearing to read 'M. Bühner', written over a dotted line.

Das Original dieses Formulars ist bei der ZHAW-Version aller abgegebenen Bachelorarbeiten im Anhang mit Original-Unterschriften und -Datum (keine Kopie) einzufügen.

Zürcher Fachhochschule

Anhang 3: Rohdaten Bonitur 1 Keimrate**Tabelle 14: Gemessene Keimrate der 1. Versuchsreihe, Stichtag K1 = 65**

Variante	Tag 4 (13.02.17)	
	Anzahl Keimlinge	Keimrate (%)
K1	39	65%
Ba1	37	62%
BaAS	31	52%
BaHS	34	57%
BaAn	34	57%
BaLv	43	72%

Tabelle 15: Gemessene Keimrate der 2. Versuchsreihe, Stichtag K1 = 65%

Variante	Tag 3 (20.03.17)	
	Anzahl Keimlinge	Keimrate (%)
K2	39	65%
Ba2	34	57%
AS	36	60%
HS	30	50%
An	36	60%
Lv	31	52%
Zusatzvariante (wie Ba1)	33	57%

Tabelle 16: Definitive Keimrate der 1. Versuchsreihe

Variante	Tag 5 (14.02.17)	
	Anzahl Keimlinge	Keimrate (%)
K1	52	87%
Ba1	51	85%
BaAS	42	70%
BaHS	48	80%
BaAn	49	82%
BaLv	59	98%

Tabelle 17: Definitive Keimrate der 2. Versuchsreihe

Variante	Tag 5 (22.03.17)	
	Anzahl Keimlinge	Keimrate (%)
K2	46	78%
Ba2	38	63%
AS	44	73%
HS	37	62%
An	43	72%
Lv	39	65%
Zusatzvariante (wie Ba1)	40	57%

Anhang 4: Rohdaten Bonitur 2, Woche 2, Blattfaktoren und Blattgrößen**Tabelle 18: Rohdaten Bonitur 2, Versuchsreihe 1, 22.02.2017**

Variante	Chl	Flav	Anth	NBI	Blattlaenge (in mm)	Blattbreite (in mm)
K1	5.987	0.161	0.324	37.29	40	16
K1	7.481	0.161	0.315	46.6	51	20
K1	8.346	0.19	0.318	43.84	42	17
K1	8.951	0.154	0.302	57.99	46	19
K1	9.285	0.157	0.31	59.15	41	18
K1	7.708	0.176	0.305	43.88	38	17
K1	8.147	0.172	0.323	47.48	51	22
Ba1	9.498	0.195	0.309	48.69	30	17
Ba1	7.919	0.189	0.315	41.8	40	16
Ba1	8.83	0.177	0.28	49.88	45	20
Ba1	8.87	0.207	0.311	42.95	45	18
Ba1	7.931	0.171	0.31	46.48	54	19
Ba1	6.797	0.175	0.331	38.91	51	19
Ba1	6.709	0.168	0.327	39.95	44	18
BaAS	3.347	0.169	0.335	19.77	36	17
BaAS	7.334	0.188	0.328	38.91	42	18
BaAS	6.38	0.164	0.314	38.92	48	22
BaAS	7.608	0.167	0.311	45.66	51	19
BaAS	7.544	0.163	0.307	46.39	46	20
BaAS	7.526	0.165	0.318	45.53	55	20
BaAS	7.512	0.179	0.323	42.01	41	18
BaHS	10.012	0.208	0.285	48.25	55	21
BaHS	11.816	0.268	0.315	44.13	38	16
BaHS	7.014	0.163	0.312	43.04	42	18
BaHS	6.861	0.185	0.325	37.13	47	19
BaHS	7.302	0.192	0.319	38.08	36	17
BaHS	4.627	0.172	0.339	26.84	36	16
BaHS	7.507	0.164	0.297	45.68	40	15
BaAn	9.115	0.192	0.311	47.54	49	20
BaAn	6.801	0.209	0.323	32.54	50	21
BaAn	9.601	0.189	0.312	50.81	47	16
BaAn	6.916	0.188	0.337	36.88	49	19
BaAn	6.18	0.185	0.324	33.45	52	21
BaAn	7.083	0.205	0.34	34.62	43	14
BaAn	9.349	0.196	0.312	47.7	50	17
BaLv	7.618	0.214	0.296	35.62	43	15
BaLv	7.431	0.174	0.313	42.67	43	16
BaLv	7.352	0.169	0.303	43.57	42	15
BaLv	7.172	0.176	0.323	40.86	54	20
BaLv	7.102	0.217	0.326	32.75	37	13
BaLv	7.325	0.182	0.306	40.16	44	19
BaLv	6.781	0.171	0.325	39.55	52	19

Tabelle 19: Rohdaten Bonitur 2, Versuchsreihe 2, 31.03.2017

Variante	Chl	Flav	Anth	NBI	Blattlaenge (in mm)	Blattbreite (in mm)
K2	7.219	0.218	0.3	33.05	50	23
K2	7.554	0.228	0.3	33.2	61	21
K2	7.352	0.211	0.326	34.84	52	24
K2	8.176	0.234	0.288	34.99	56	19
K2	7.969	0.217	0.306	36.73	46	18
K2	8.599	0.204	0.281	42.22	43	19
K2	9.593	0.224	0.302	42.73	56	24
Ba2	5.955	0.251	0.313	23.73	40	18
Ba2	6.98	0.264	0.31	26.44	50	17
Ba2	8.767	0.286	0.29	30.68	55	22
Ba2	6.872	0.214	0.301	32.11	50	19
Ba2	6.909	0.214	0.308	32.29	61	20
Ba2	8.715	0.241	0.296	36.09	56	23
Ba2	9.039	0.226	0.275	39.99	49	19
AS	6.037	0.229	0.283	26.35	46	19
AS	7.799	0.264	0.293	29.55	52	21
AS	8.581	0.251	0.292	34.19	58	24
AS	8.218	0.228	0.274	36.12	56	24
AS	8.029	0.208	0.28	38.59	51	21
AS	8.833	0.224	0.274	39.35	60	24
AS	9.459	0.22	0.281	43	45	21
HS	6.34	0.228	0.292	27.87	60	24
HS	7.065	0.226	0.293	31.26	48	18
HS	7.741	0.234	0.276	33.13	47	19
HS	7.7	0.232	0.279	33.17	57	22
HS	8.336	0.237	0.276	35.21	41	21
HS	8.582	0.226	0.278	37.97	46	19
HS	9.213	0.221	0.267	41.6	45	18
An	7.498	0.249	0.298	30.06	54	17
An	8.455	0.261	0.285	32.43	53	19
An	6.375	0.195	0.301	32.68	52	22
An	7.606	0.215	0.279	35.3	49	21
An	8.07	0.228	0.269	35.47	49	17
An	8.041	0.207	0.288	38.92	47	19
An	10.83	0.245	0.252	44.27	55	21
Lv	6.888	0.279	0.297	24.69	53	17
Lv	6.839	0.223	0.283	30.67	48	17
Lv	8.231	0.261	0.273	31.58	52	18
Lv	6.486	0.199	0.296	32.54	54	17
Lv	8.332	0.254	0.288	32.78	42	20
Lv	9.334	0.264	0.265	35.36	54	22
Lv	8.763	0.224	0.263	39.04	57	21

Anhang 5: Rohdaten Bonitur 3, Woche 4, Blatt- und Wurzelmassen der Jugendentwicklung**Tabelle 20: Rohdaten Bonitur 3, Versuchsreihe 1, 08.03.2017**

Variante	TS Blatt (in g)	TS Wurzel (in g)	FS Blatt (in g)	FS Wurzel (in g)
K1	0.118	0.015	1.524	0.035
K1	0.181	0.041	2.381	0.185
K1	0.14	0.031	1.871	0.236
K1	0.15	0.02	1.975	0.218
K1	0.136	0.027	1.323	0.348
K1	0.193	0.027	2.446	0.372
K1	0.187	0.017	2.434	0.358
K1	0.163	0.012	2.372	0.174
K1	0.094	0.015	1.316	0.195
K1	0.187	0.011	2.425	0.289
K1	0.127	0.009	1.611	0.259
K1	0.157	0.013	2.434	0.2
Ba1	0.208	0.032	2.924	0.14
Ba1	0.145	0.029	1.695	0.223
Ba1	0.177	0.026	2.401	0.262
Ba1	0.185	0.017	2.723	0.182
Ba1	0.119	0.014	1.44	0.138
Ba1	0.108	0.008	1.37	0.03
Ba1	0.233	0.013	3.105	0.214
Ba1	0.097	0.009	1.098	0.122
Ba1	0.155	0.022	1.316	0.547
Ba1	0.187	0.013	2.38	0.262
Ba1	0.158	0.01	1.69	0.383
Ba1	0.107	0.015	2.628	0.323
BaAS	0.094	0.024	1.093	0.193
BaAS	0.061	0.029	0.748	0.047
BaAS	0.087	0.017	1.135	0.206
BaAS	0.082	0.011	0.752	0.049
BaAS	0.107	0.013	0.967	0.077
BaAS	0.106	0.018	1.095	0.139
BaAS	0.181	0.033	1.874	0.704
BaAS	0.104	0.009	1.511	0.125
BaAS	0.106	0.014	1.052	0.163
BaAS	0.117	0.014	1.502	0.363
BaAS	0.086	0.016	0.981	0.256
BaAS	0.118	0.012	1.43	0.282
BaHS	0.075	0.027	1.222	0.267
BaHS	0.091	0.025	1.68	0.255
BaHS	0.087	0.009	1.372	0.036
BaHS	0.109	0.01	1.125	0.076
BaHS	0.115	0.014	1.227	0.082
BaHS	0.128	0.014	1.501	0.09

BaHS	0.119	0.009	1.767	0.147
BaHS	0.115	0.014	1.642	0.259
BaHS	0.141	0.011	1.97	0.19
BaHS	0.1	0.013	1.515	0.228
BaHS	0.079	0.008	1.1	0.372
BaHS	0.108	0.011	1.549	0.183
BaAn	0.13	0.012	2.073	0.046
BaAn	0.092	0.007	2.033	0.033
BaAn	0.174	0.011	3.505	0.065
BaAn	0.163	0.018	1.722	0.144
BaAn	0.199	0.021	2.669	0.262
BaAn	0.066	0.008	0.857	0.02
BaAn	0.173	0.013	2.591	0.356
BaAn	0.153	0.014	2	0.344
BaAn	0.187	0.011	2.758	0.18
BaAn	0.164	0.017	1.881	0.31
BaAn	0.118	0.012	2.43	0.47
BaAn	0.139	0.01	2.267	0.253
BaLv	0.148	0.026	2.425	0.328
BaLv	0.102	0.044	1.725	0.674
BaLv	0.166	0.031	2.115	0.456
BaLv	0.099	0.004	1.757	0.019
BaLv	0.094	0.008	1.42	0.05
BaLv	0.068	0.007	0.751	0.019
BaLv	0.108	0.011	1.389	0.251
BaLv	0.144	0.013	1.963	0.281
BaLv	0.121	0.012	1.566	0.225
BaLv	0.154	0.011	1.959	0.267
BaLv	0.133	0.007	1.9	0.3
BaLv	0.122	0.012	2.24	0.166

Tabelle 21: Rohdaten Bonitur 3, Versuchsreihe 2, 13.04.2017

Variante	TS Blatt (in g)	TS Wurzel (in g)	FS Blatt (in g)	FS Wurzel (in g)
K2	0.471	0.033	7.869	0.039
K2	0.398	0.025	6.457	0.026
K2	0.287	0.029	5.457	0.045
K2	0.354	0.025	8.221	0.032
K2	0.292	0.059	8.074	0.105
K2	0.239	0.029	5.894	0.062
K2	0.105	0.019	1.535	0.038
K2	0.107	0.043	1.963	0.069
K2	0.239	0.043	5.022	0.205
K2	0.201	0.034	5.008	0.198
K2	0.266	0.06	6.357	0.336
K2	0.324	0.062	7.615	0.555

Ba2	0.402	0.028	5.949	0.023
Ba2	0.287	0.049	5.892	0.057
Ba2	0.37	0.038	7.554	0.044
Ba2	0.55	0.029	9.303	0.036
Ba2	0.311	0.05	5.3	0.094
Ba2	0.429	0.05	8.112	0.101
Ba2	0.22	0.016	3.825	0.034
Ba2	0.194	0.018	5.22	0.023
Ba2	0.149	0.02	3.388	0.053
Ba2	0.086	0.041	3.172	0.194
Ba2	0.1	0.035	3.193	0.322
Ba2	0.102	0.032	3.337	0.177
AS	0.359	0.018	7.65	0.02
AS	0.116	0.033	2.535	0.043
AS	0.252	0.023	6.23	0.022
AS	0.392	0.024	6.412	0.031
AS	0.366	0.02	5.944	0.022
AS	0.255	0.038	3.307	0.054
AS	0.18	0.043	4.978	0.193
AS	0.131	0.071	3.221	0.679
AS	0.21	0.065	5.207	0.342
AS	0.153	0.044	4	0.317
AS	0.285	0.038	5.408	0.204
AS	0.235	0.062	6.144	0.666
HS	0.301	0.048	6.638	0.052
HS	0.234	0.03	5.125	0.023
HS	0.299	0.029	6.066	0.034
HS	0.571	0.042	9.57	0.06
HS	0.341	0.064	5.663	0.223
HS	0.33	0.045	5.946	0.088
HS	0.245	0.042	6.911	0.272
HS	0.242	0.062	7.604	0.677
HS	0.199	0.049	6.422	0.338
HS	0.248	0.075	5.561	0.775
HS	0.284	0.067	6.86	0.629
HS	0.268	0.045	6.3	0.347
An	0.198	0.065	7.638	0.089
An	0.259	0.034	6.443	0.032
An	0.292	0.034	7.261	0.035
An	0.539	0.014	10.185	0.022
An	0.261	0.01	5.905	0.012
An	0.233	0.076	5.235	0.178
An	0.071	0.008	9.361	0.007
An	0.204	0.05	7.733	0.349
An	0.29	0.084	2.245	0.919
An	0.276	0.048	6.544	0.515

An	0.366	0.03	8.501	0.192
An	0.292	0.076	7.374	0.99
Lv	0.229	0.034	6.333	0.059
Lv	0.294	0.036	7.889	0.058
Lv	0.366	0.089	9.557	0.204
Lv	0.371	0.035	9.179	0.061
Lv	0.394	0.05	8.722	0.134
Lv	0.198	0.053	5.113	0.16
Lv	0.085	0.031	2.736	0.2
Lv	0.24	0.033	5.026	0.133
Lv	0.193	0.011	4.832	0.013
Lv	0.18	0.017	3.779	0.166
Lv	0.184	0.078	3.831	1.301
Lv	0.407	0.028	7.572	0.3

Anhang 6: Rohdaten Bonitur 4, Woche 6, Blattfaktoren und Kopfgrössen**Tabelle 22: Rohdaten Bonitur 4, Versuchsreihe 1, 22.03.2017**

Variante	Chl	Flav	Anth	NBI	Kopfgrösse
K1	11.783	0.562	0.254	20.95	3
K1	13.05	0.626	0.237	20.85	3
K1	13.73	0.683	0.243	20.1	3
K1	13.845	0.565	0.236	24.49	3
K1	14.067	0.654	0.242	21.52	3
K1	14.501	0.584	0.248	24.84	3
K1	15.879	0.606	0.225	26.21	3
Ba1	13.637	0.599	0.247	22.75	3
Ba1	14.479	0.568	0.242	25.48	3
Ba1	14.648	0.599	0.227	24.43	3
Ba1	14.77	0.616	0.234	23.98	3
Ba1	15.125	0.695	0.238	21.77	3
Ba1	15.207	0.65	0.228	23.39	3
Ba1	15.419	0.65	0.233	23.72	3
BaAS	12.314	0.596	0.261	20.65	3
BaAS	12.486	0.448	0.251	27.85	3
BaAS	12.513	0.446	0.252	28.06	3
BaAS	13.571	0.483	0.254	28.12	3
BaAS	14.065	0.596	0.247	23.59	3
BaAS	15.302	0.542	0.23	28.24	3
BaAS	15.848	0.559	0.245	28.33	3
BaHS	12.063	0.699	0.253	17.27	3
BaHS	12.487	0.593	0.258	21.05	3
BaHS	12.645	0.568	0.253	22.25	3
BaHS	13.426	0.622	0.244	21.57	3
BaHS	13.825	0.511	0.246	27.03	3
BaHS	13.832	0.665	0.251	20.81	3
BaHS	14.878	0.707	0.232	21.06	3
BaAn	11.823	0.551	0.244	21.47	3
BaAn	12.998	0.421	0.244	30.9	3
BaAn	13.415	0.626	0.247	21.43	3
BaAn	13.628	0.545	0.238	25.02	3
BaAn	14.024	0.48	0.221	29.21	3
BaAn	14.296	0.577	0.245	24.76	3
BaAn	15.124	0.565	0.233	26.75	3
BaLv	12.006	0.672	0.257	17.87	3
BaLv	12.613	0.735	0.251	17.16	3
BaLv	13.113	0.633	0.236	20.73	3
BaLv	14.078	0.609	0.242	23.11	3
BaLv	14.147	0.565	0.233	25.02	3
BaLv	14.498	0.703	0.245	20.64	3
BaLv	14.568	0.626	0.225	23.28	3

Tabelle 23: Rohdaten Bonitur 4, Versuchsreihe 2, 12.05.2017

Variante	Chl	Flav	Anth	NBI	Kopfgroesse
K2	14.8	0.888	0.246	16.67	3
K2	12.237	0.86	0.26	14.23	3
K2	12.599	0.949	0.251	13.28	3
K2	12.312	1.004	0.262	12.26	3
K2	12.458	1.155	0.254	10.78	3
K2	12.173	1.386	0.269	8.78	3
K2	10.878	1.27	0.283	8.57	3
Ba2	11.987	0.882	0.267	13.59	3
Ba2	11.256	0.86	0.262	13.09	3
Ba2	12.378	1.01	0.262	12.25	3
Ba2	15.083	1.337	0.242	11.28	3
Ba2	11.627	1.064	0.267	10.93	3
Ba2	12.301	1.223	0.273	10.06	3
Ba2	10.942	1.256	0.278	8.71	3
AS	14.173	0.899	0.236	15.76	3
AS	18.216	1.228	0.222	14.84	3
AS	13.813	0.942	0.234	14.66	3
AS	14.641	1.22	0.232	12	3
AS	13.933	1.218	0.254	11.44	3
AS	12.648	1.108	0.256	11.42	3
AS	10.896	0.968	0.27	11.25	3
HS	11.003	0.888	0.268	12.39	3
HS	12.88	1.118	0.265	11.53	3
HS	13.144	1.248	0.262	10.53	3
HS	12.709	1.248	0.254	10.18	3
HS	12.099	1.233	0.268	9.82	3
HS	11.445	1.191	0.26	9.61	3
HS	11.283	1.264	0.273	8.93	3
An	12.318	0.955	0.257	12.9	3
An	12.243	1.017	0.272	12.03	3
An	12.277	1.194	0.269	10.29	3
An	11.777	1.155	0.264	10.19	3
An	11.166	1.118	0.268	9.99	3
An	11.899	1.225	0.272	9.71	3
An	11.624	1.245	0.26	9.33	3
Lv	13.217	0.899	0.25	14.69	3
Lv	12.57	0.882	0.248	14.25	3
Lv	18.713	1.175	0.262	11.019	3
Lv	14.001	1.281	0.255	10.93	3
Lv	13.605	1.289	0.251	10.55	3
Lv	10.871	1.075	0.269	10.11	3
Lv	12.521	1.283	0.262	9.76	3

Anhang 7: Rohdaten Bonitur 5, Woche 8, Blatt- und Wurzelmassen am Versuchsende**Tabelle 24: Bonitur 5, Versuchsreihe 1, 05.04.2017**

Variante	TS Blatt (in g)	TS Wurzel (in g)	FS Blatt (in g)	FS Wurzel (in g)
K1	3.83	1.023	29.16	2.714
K1	3.99	1.054	30.89	2.173
K1	3.7	1.093	27.65	2.833
K1	4.49	0.857	29.55	3.434
K1	4.24	0.996	33.5	3.72
K1	4.02	1.002	30.39	3.363
K1	3.7	0.983	30.07	5.199
K1	3.95	1.024	30.04	6.35
K1	4.3	0.89	27.81	5.834
K1	4.24	1.144	28.16	6.156
K1	4.95	1.2	34.28	6.252
K1	4.17	1.255	27.8	5.874
Ba1	3.85	0.938	30.26	1.8
Ba1	2.99	0.974	33.28	2.145
Ba1	4.37	1.002	33.52	2.066
Ba1	4.05	0.921	29.75	4.886
Ba1	3.63	1.114	28.31	4.472
Ba1	3.45	0.962	26.91	3.665
Ba1	4.38	0.966	29.2	7.171
Ba1	3.95	1.136	29.98	6.247
Ba1	4.42	0.947	29.97	5.557
Ba1	4.62	0.828	31.99	6.6
Ba1	4.82	1.033	31.42	5
Ba1	4.62	1.207	31.78	5.172
BaAS	3.77	0.826	35.49	1.855
BaAS	4.2	0.855	29.74	1.82
BaAS	2.96	0.826	32.1	2.188
BaAS	2.77	0.83	30.17	2.781
BaAS	2.95	0.944	33.15	5
BaAS	3.85	0.544	35.53	3.671
BaAS	4.16	0.93	31.6	6.496
BaAS	4.01	0.817	35.92	6.392
BaAS	3.72	0.826	31.4	6.297
BaAS	3.58	0.89	30.11	4.881
BaAS	3.94	0.941	29.12	4.807
BaAS	4.26	0.784	32.57	4.633
BaHS	3.39	1.265	25.02	4.658
BaHS	3.79	1.154	27.02	4.249
BaHS	3.36	1.03	25.89	3.661
BaHS	4.07	1.041	21.84	6.19
BaHS	3.66	1.083	25.29	7.194
BaHS	3.42	1.07	25.74	6.609

BaHS	3.81	1	28.42	6.596
BaHS	4.31	1.073	29.36	7.319
BaHS	4.18	0.949	25.76	6.666
BaHS	3.37	1.174	27.02	5.781
BaHS	3.97	1.003	28.49	6.573
BaHS	4.29	1.172	25.69	6.211
BaAn	3.97	1.101	31.38	4.025
BaAn	4.28	1.084	32.52	3.7
BaAn	4.47	1.24	30.93	4.484
BaAn	4.11	0.772	33.13	5.439
BaAn	4.12	0.926	32.01	3.091
BaAn	3.36	0.927	17.74	5.34
BaAn	4.1	1.141	31.37	6.082
BaAn	4	1.07	29.17	7.045
BaAn	3.86	0.883	26.45	7.161
BaAn	4.27	1.113	27.73	5.855
BaAn	5.05	1.121	30.63	6.317
BaAn	4.01	1.11	27.33	6.005
BaLv	3.98	1.017	29.62	3.176
BaLv	4.1	1.197	30.92	4.23
BaLv	4.14	1.089	30.7	3.288
BaLv	4.22	0.921	28.14	6.064
BaLv	4.44	0.925	30.29	5.855
BaLv	4.08	1.111	28.92	5.614
BaLv	4.39	0.982	29.03	6.263
BaLv	4.7	1.007	33.02	7.44
BaLv	4.26	1.161	31.82	6.217
BaLv	4.9	1.05	29.88	5.366
BaLv	4.85	1.161	30.54	6.094
BaLv	4.89	1.191	31.49	5.696

Tabelle 25: Bonitur 5, Versuchsreihe 2, 15.05.2017

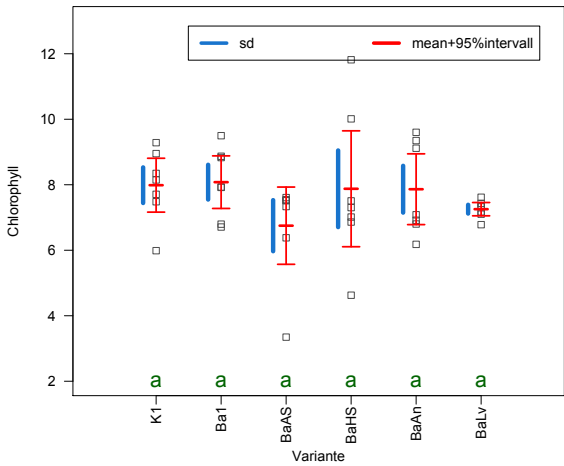
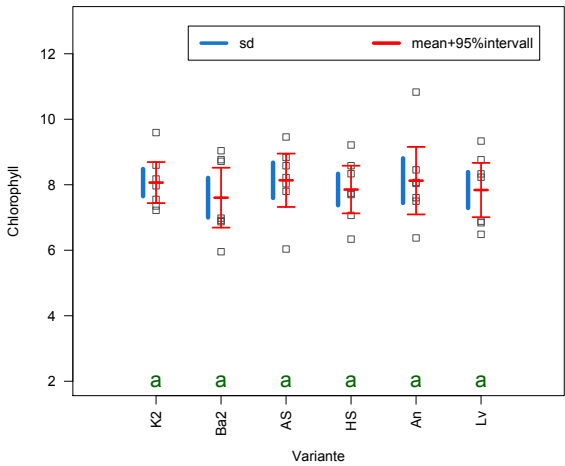
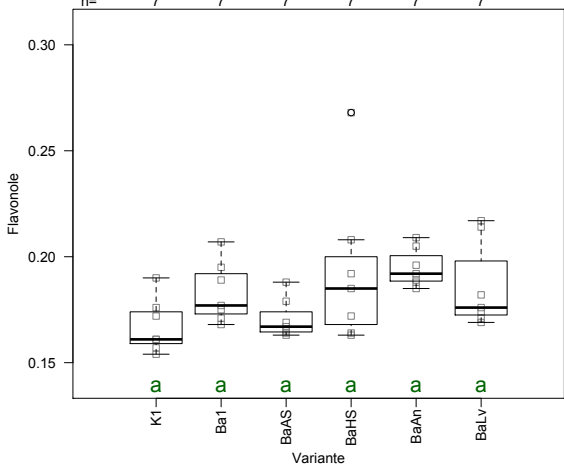
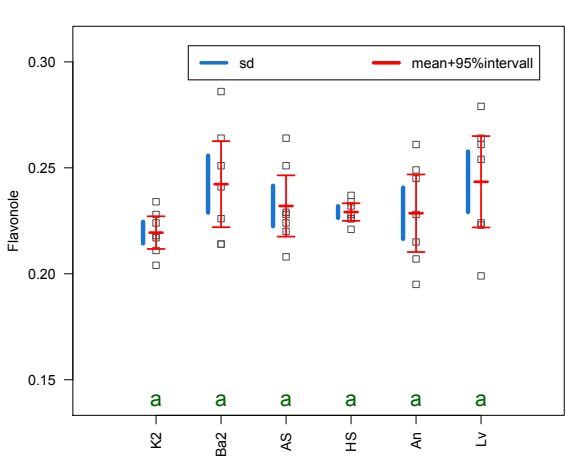
Variante	TS Blatt (in g)	TS Wurzel (in g)	FS Blatt (in g)	FS Wurzel (in g)
K2	5.74	1.955	36.26	6.507
K2	6.01	2.011	29.87	6.458
K2	5.55	1.702	34.7	5.788
K2	6.53	2.304	33.61	6.568
K2	6.07	1.728	37.78	3.806
K2	5.85	2.229	33.31	7.5
K2	5.61	1.385	36.38	6.417
K2	5.25	2.273	39.38	6.345
K2	6.56	1.97	36.48	7.992
K2	5.61	1.994	35.11	6.477
K2	5.55	1.562	33.08	6.798
K2	6.85	2.062	34.3	5.218

Ba2	6.35	1.983	31.82	3.759
Ba2	5.43	2.062	31.57	3.772
Ba2	5.31	1.774	33.61	4.5
Ba2	5.31	2.02	35.2	2.945
Ba2	5.4	1.821	28.97	2.936
Ba2	5.69	2.273	29.63	5.125
Ba2	5.23	2.57	34.05	4.135
Ba2	5.42	2.778	30.9	4.008
Ba2	5.65	2.041	33.11	4.265
Ba2	5.7	1.877	30.49	3.708
Ba2	5.09	2.589	28.62	4.807
Ba2	5.92	1.895	27.8	4.384
AS	5.16	2.123	39.94	3.223
AS	4.93	1.493	41.29	2.334
AS	6.19	1.727	36.94	3.512
AS	5.78	1.44	38.47	2.471
AS	6.04	2.035	37.74	4.017
AS	5.96	2.313	34.8	2.919
AS	5.3	1.788	41	3.336
AS	5.77	1.598	43.1	2.942
AS	6.9	1.594	36.25	3.487
AS	5.61	1.765	37.81	2.445
AS	4.71	1.745	32.81	2.379
AS	5.41	1.612	36	3.312
HS	5.91	1.513	38.73	5.585
HS	5.29	2.233	37.21	2.507
HS	6.06	2.031	32.4	3.363
HS	5.34	2.538	36.42	7.098
HS	6.88	1.734	31.25	4.875
HS	5.99	2.39	31.21	3.787
HS	6.84	1.995	30.42	3.851
HS	4	1.847	36.77	3.832
HS	4.92	2.657	32.07	5.232
HS	6.09	1.602	33.89	4.489
HS	6.02	2.338	28.44	5.091
HS	5.35	1.904	32.95	2.987
An	6.02	1.861	36.8	9.215
An	6.3	1.959	26.67	10.575
An	6.32	1.384	37.56	6.876
An	5.89	2.015	36.47	8.655
An	5.11	2.118	31.78	9.074
An	6.3	2.017	37.49	9.753
An	5.79	1.721	35	9.734
An	5.54	1.857	36.79	9.151
An	5.87	1.641	34.1	6.924
An	6.09	2.117	33.53	9.957

An	6.23	2.176	32.57	8.712
An	7.4	2	31.91	8.989
Lv	5.67	1.994	33.3	11.805
Lv	4.48	2.093	32.5	10.411
Lv	3.8	1.83	28.91	12.174
Lv	4.75	2.403	31.02	11.046
Lv	5.15	1.513	34.5	9.332
Lv	5.77	2.016	35.04	12.815
Lv	6.02	2.007	28.41	12.386
Lv	6.19	2.102	22.91	9.571
Lv	5.66	1.634	32.8	14.734
Lv	5.95	1.767	32.45	10.389
Lv	5.82	1.841	28.45	10.479
Lv	6	2.019	27.02	10.975

Anhang 8: Statistische Auswertung der 2. Bonitur

Tabelle 26: Bonitur 2, statistische Grafiken der Blattgehalte aus Statistiksoftware R

1. Versuchsreihe	2. Versuchsreihe
<p>ANOVA: P = 0.476086704940377 OneWay: P = 0.246980612967082</p>  <p>Abbildung 29: Chlorophyll-Gehalt der Versuchsreihe 1, Woche 2</p> <p>→ keine signifikanten Unterschiede</p>	<p>ANOVA: P = 0.936465962586769 OneWay: P = 0.957036319325258</p>  <p>Abbildung 30: Chlorophyll-Gehalt der Versuchsreihe 2, Woche 2</p> <p>→ keine signifikanten Unterschiede</p>
<p>Kruskal Wallis: P = 0.0149465991322859</p>  <p>Abbildung 31: Flavonol-Gehalt der Versuchsreihe 1, Woche 2</p> <p>→ keine signifikanten Unterschiede</p>	<p>ANOVA: P = 0.275933188922927 OneWay: P = 0.208237259535004</p>  <p>Abbildung 32: Flavonol-Gehalt der Versuchsreihe 2, Woche 2</p> <p>→ keine signifikanten Unterschiede</p>

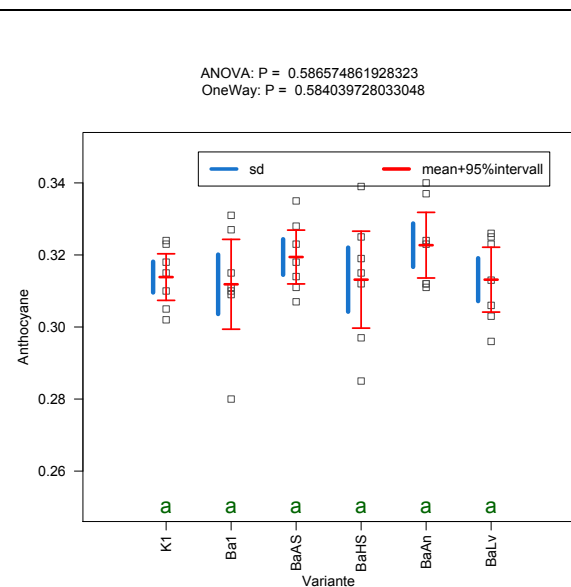


Abbildung 33: Anthocyan-Gehalt der Versuchsreihe 1, Woche 2

→ keine signifikanten Unterschiede

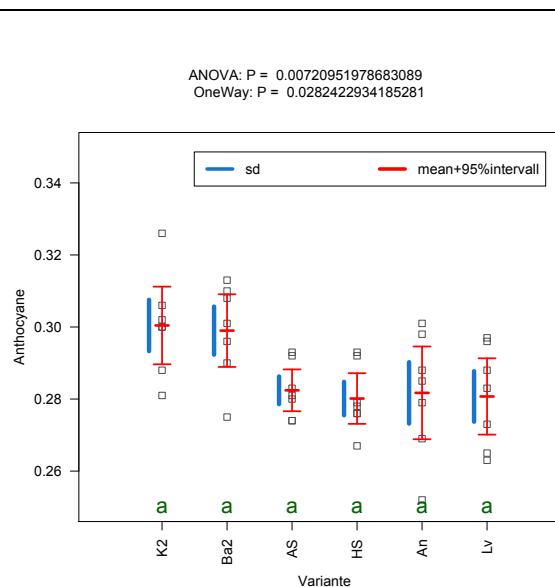


Abbildung 34: Anthocyan-Gehalt der Versuchsreihe 2, Woche 2

→ keine signifikanten Unterschiede

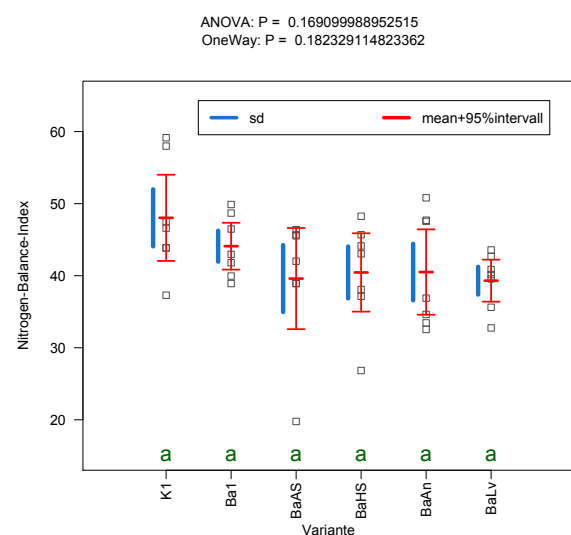


Abbildung 35: Nitrogen-Balance-Index der Versuchsreihe 1, Woche 2

→ keine signifikanten Unterschiede

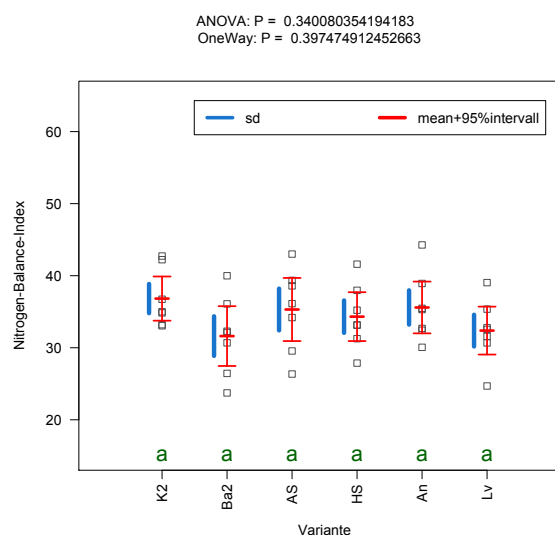
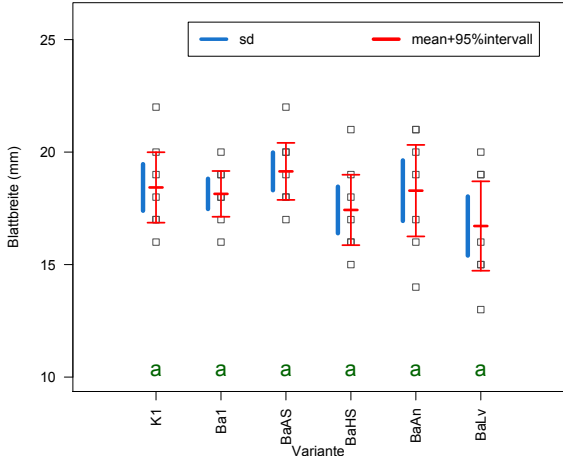
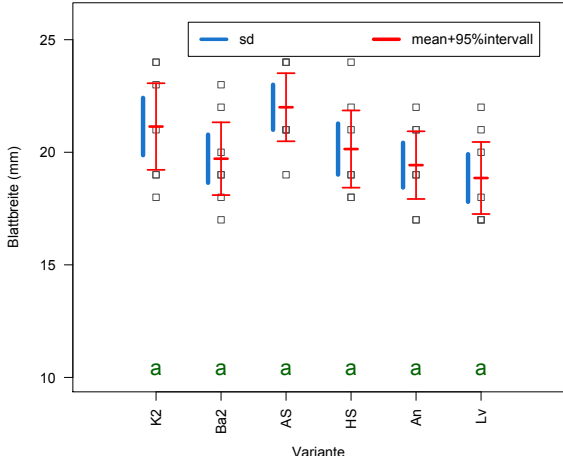
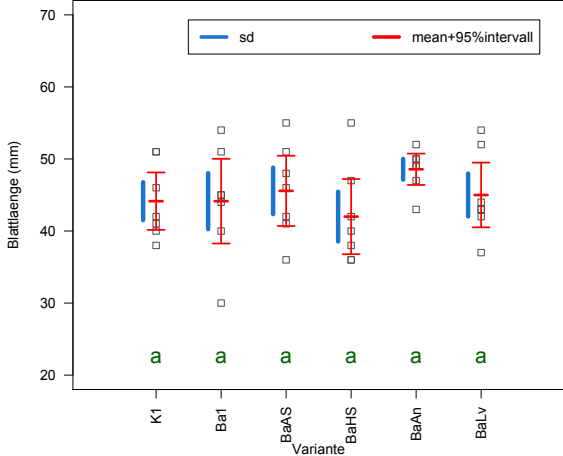
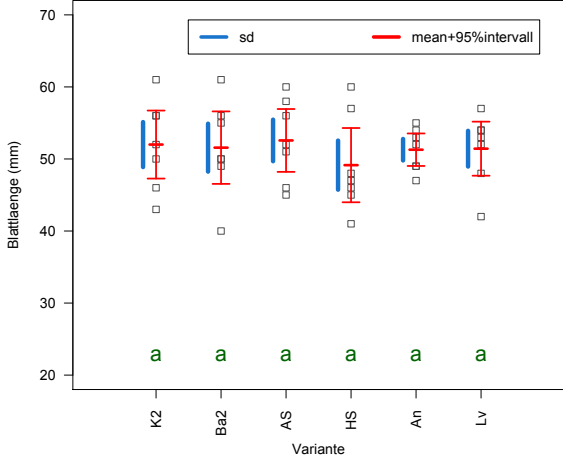


Abbildung 36: Nitrogen-Balance-Index der Versuchsreihe 2, Woche 2

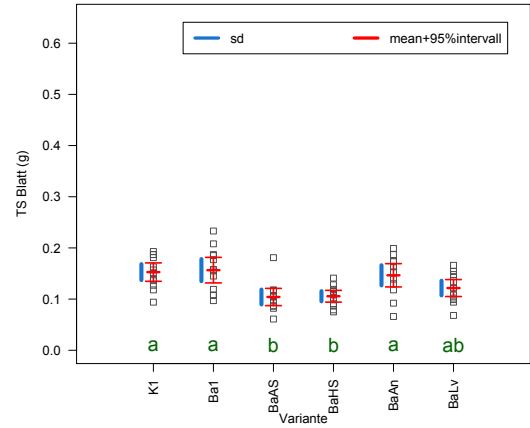
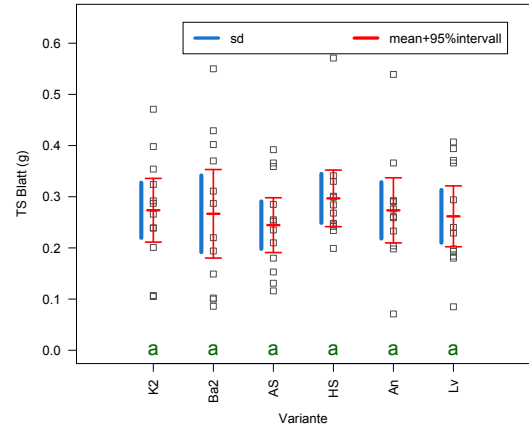
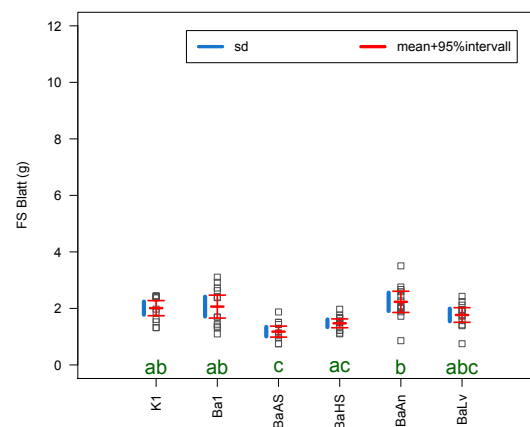
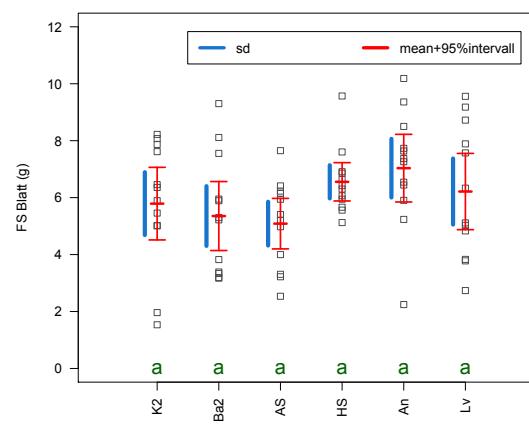
→ keine signifikanten Unterschiede

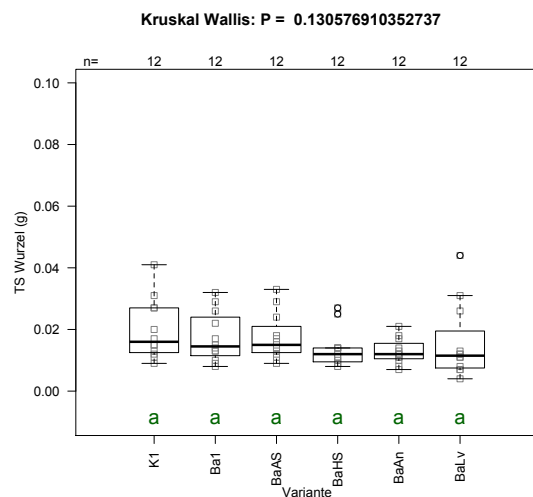
Tabelle 27: Bonitur 2, statistische Grafiken der Blattgrösse aus Statistiksoftware R

1. Versuchsreihe	2. Versuchsreihe
<p>ANOVA: P = 0.379232428385769 OneWay: P = 0.47377819304127</p>  <p>Abbildung 37: Boxplot Blattbreite der Versuchsreihe 1, Woche 2</p> <p>→ keine signifikanten Unterschiede</p>	<p>ANOVA: P = 0.104348403017456 OneWay: P = 0.152383394054813</p>  <p>Abbildung 38: Boxplot Blattbreite der Versuchsreihe 2, Woche 2</p> <p>→ keine signifikanten Unterschiede</p>
<p>ANOVA: P = 0.496530010843318 OneWay: P = 0.220632293537504</p>  <p>Abbildung 39: Boxplot Blattaenge der Versuchsreihe 1, Woche 2</p> <p>→ keine signifikanten Unterschiede</p>	<p>ANOVA: P = 0.91400409575826 OneWay: P = 0.959970264115482</p>  <p>Abbildung 40: Boxplot Blattaenge der Versuchsreihe 2, Woche 2</p> <p>→ keine signifikanten Unterschiede</p>

Anhang 9: Statistische Auswertung der 3. Bonitur

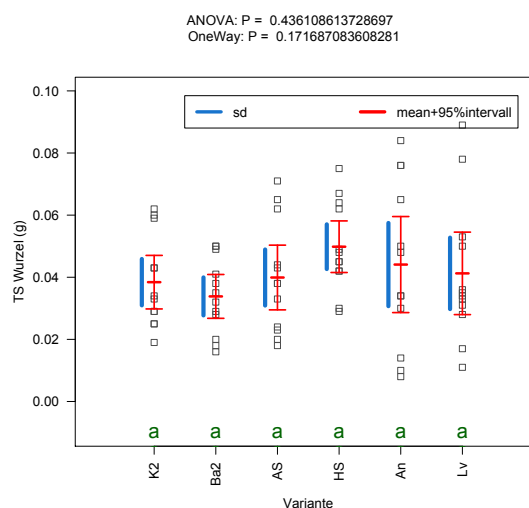
Tabelle 28: Bonitur 3, statistische Grafiken der Blatt- und Wurzelmassen aus Statistiksoftware R

Jugendentwicklung 1.Versuchsreihe	Jugendentwicklung 2.Versuchsreihe
<p>ANOVA: P = 7.74462569652068e-05 OneWay: P = 0.000243863456540735</p>  <p>Abbildung 41: Boxplot TS Blatt (in g) Versuchsreihe 1</p> <p>→ signifikante Unterschiede</p>	<p>ANOVA: P = 0.920150589046834 OneWay: P = 0.872040965475998</p>  <p>Abbildung 42: Boxplot TS Blatt (in g) Versuchsreihe 2</p> <p>→ keine signifikanten Unterschiede</p>
<p>ANOVA: P = 1.20511714831081e-05 OneWay: P = 2.46291255591152e-05</p>  <p>Abbildung 43: Boxplot FS Blatt (in g) Versuchsreihe 1</p> <p>→ signifikante Unterschiede</p>	<p>ANOVA: P = 0.138891149217214 OneWay: P = 0.0960741490005248</p>  <p>Abbildung 44: Boxplot FS Blatt (in g) Versuchsreihe 2</p> <p>→ keine signifikanten Unterschiede</p>



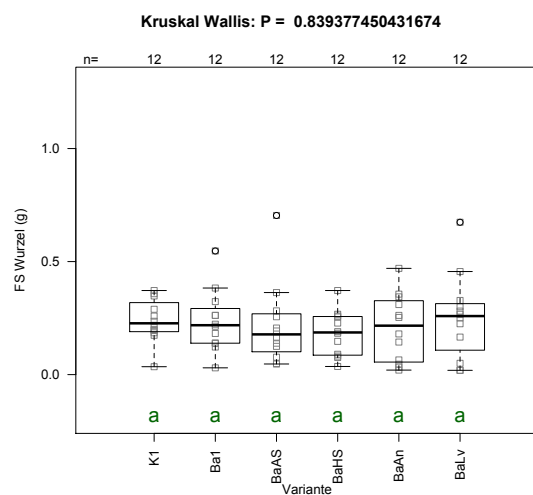
**Abbildung 45: Boxplot TS Wurzel (in g)
Versuchsreihe 1**

→ keine signifikanten Unterschiede



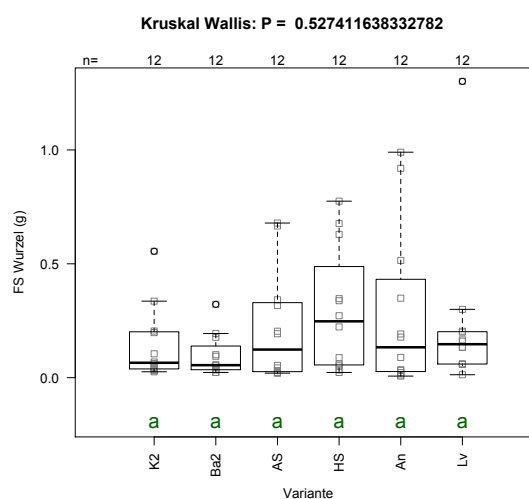
**Abbildung 46: Boxplot TS Wurzel (in g)
Versuchsreihe 2**

→ keine signifikanten Unterschiede



**Abbildung 47: Boxplot FS Wurzel (in g)
Versuchsreihe 1**

→ keine signifikanten Unterschiede

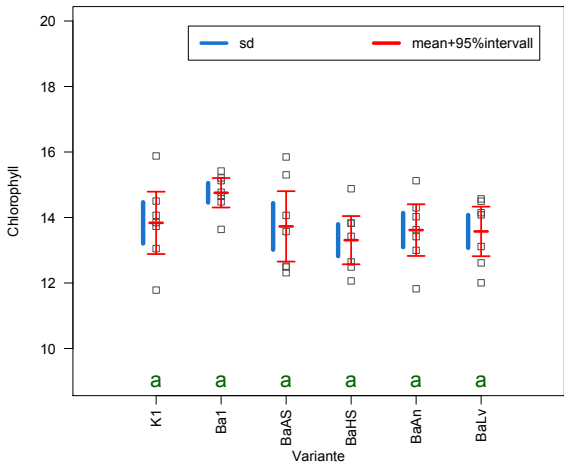
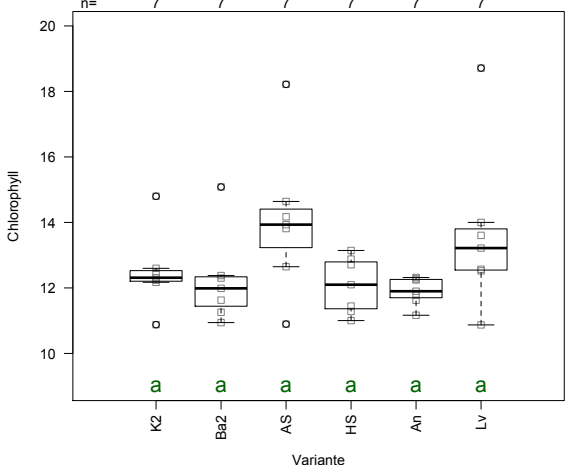
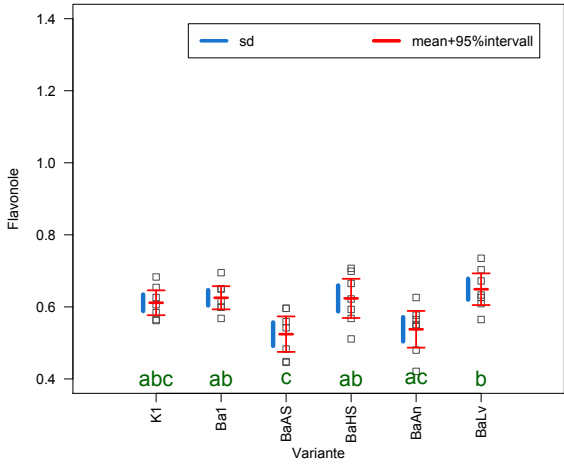
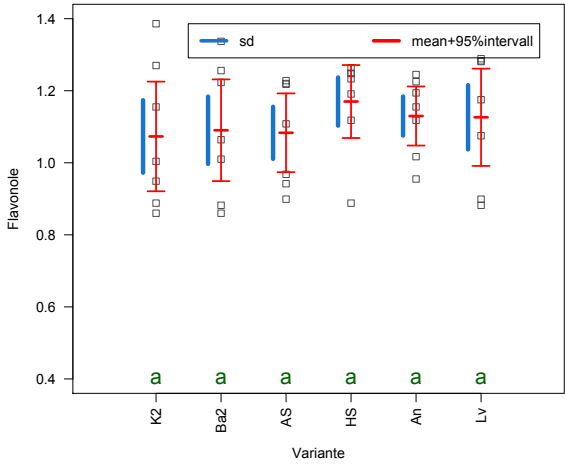


**Abbildung 48: Boxplot FS Wurzel (in g)
Versuchsreihe 2**

→ keine signifikanten Unterschiede

Anhang 10: Statistische Auswertung der 4. Bonitur

Tabelle 29: Bonitur 4, statistische Grafiken der Blattgehalte aus Statistiksoftware R

1. Versuchsreihe	2. Versuchsreihe
<p>ANOVA: P = 0.216019803204878 OneWay: P = 0.0426994642147933</p>  <p>Abbildung 49: Chlorophyll-Gehalt der Versuchsreihe 1, Woche 6</p> <p>→ keine signifikanten Unterschiede</p>	<p>Kruskal Wallis: P = 0.0793574609504339</p>  <p>Abbildung 50: Chlorophyll-Gehalt der Versuchsreihe 2, Woche 6</p> <p>→ keine signifikanten Unterschiede</p>
<p>ANOVA: P = 0.00105982790152933 OneWay: P = 0.0127521735138778</p>  <p>Abbildung 51: Flavonol-Gehalt der Versuchsreihe 1, Woche 6</p> <p>→ signifikante Unterschiede</p>	<p>ANOVA: P = 0.875043017688105 OneWay: P = 0.87297279756725</p>  <p>Abbildung 52: Flavonol-Gehalt der Versuchsreihe 2, Woche 6</p> <p>→ keine signifikanten Unterschiede</p>

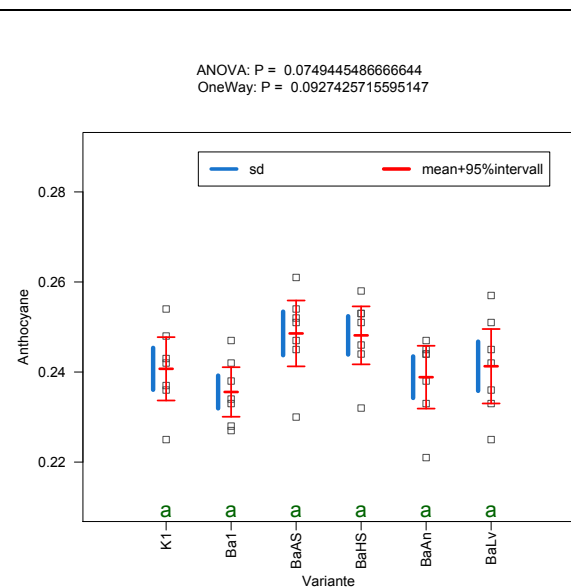


Abbildung 53: Anthocyan-Gehalt der Versuchsreihe 1, Woche 6

→ keine signifikanten Unterschiede

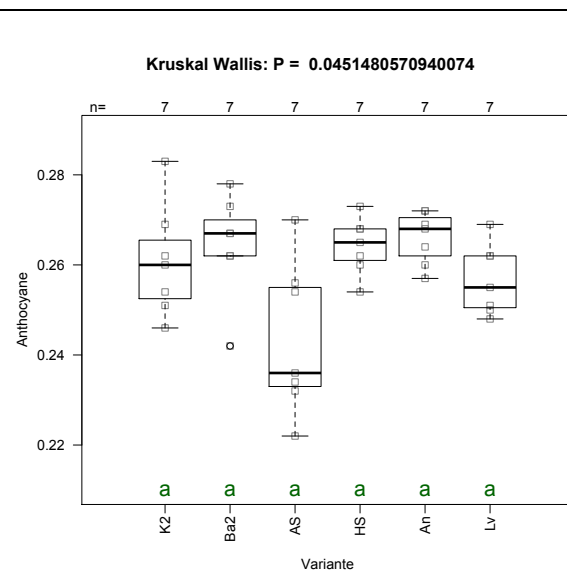


Abbildung 54: Anthocyan-Gehalt der Versuchsreihe 2, Woche 6

→ keine signifikanten Unterschiede

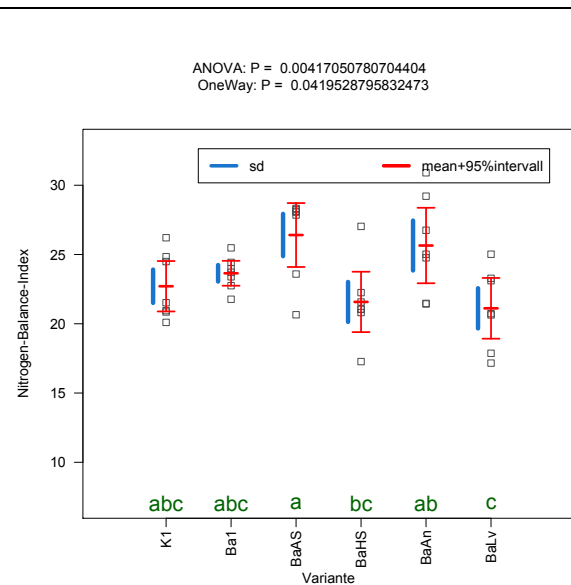


Abbildung 55: Nitrogen-Balance-Index der Versuchsreihe 1, Woche 6

→ signifikante Unterschiede

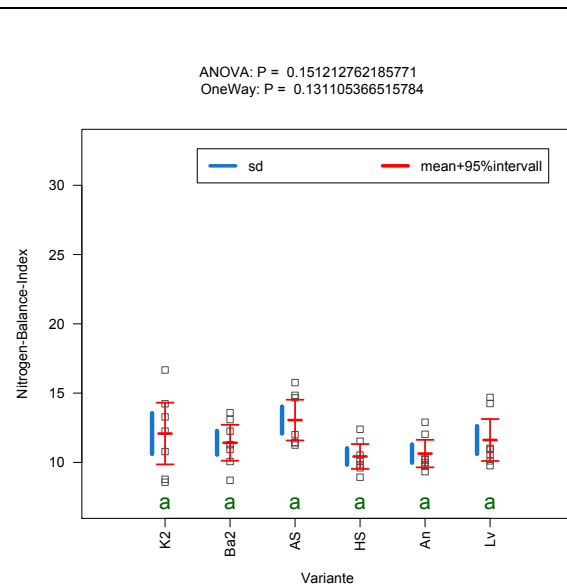
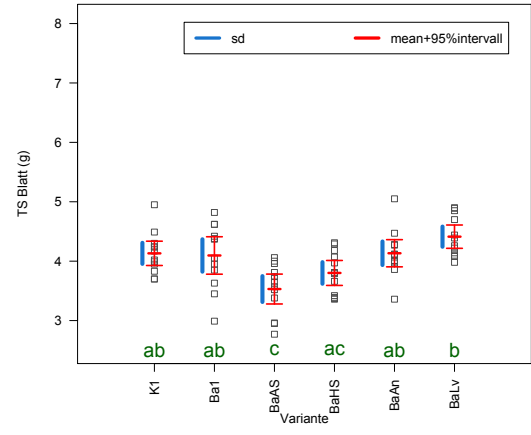
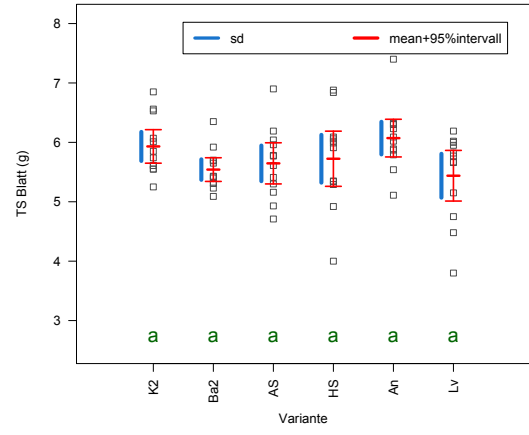
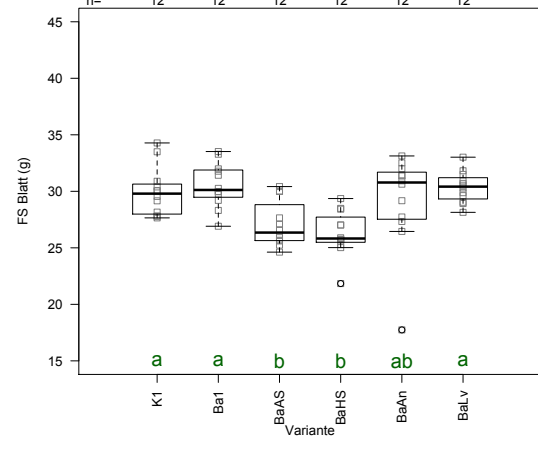
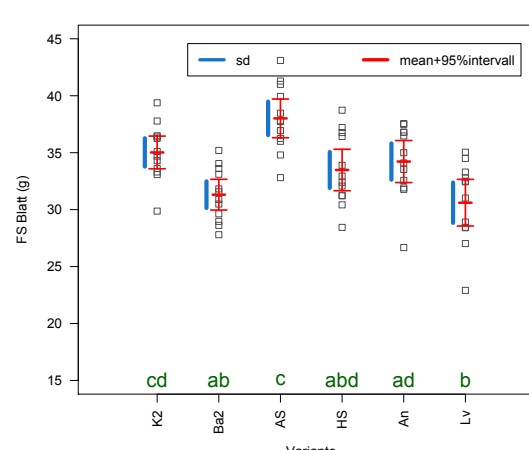


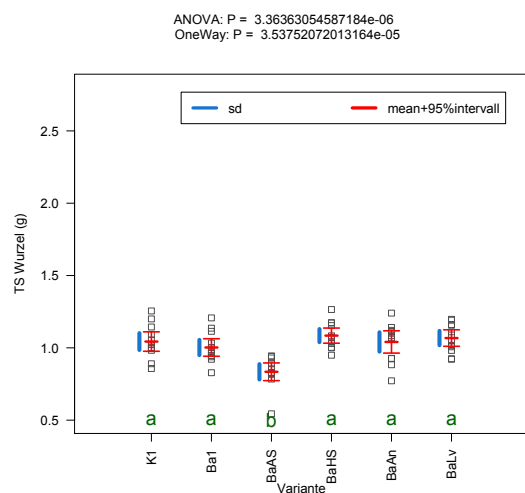
Abbildung 56: Nitrogen-Balance-Index der Versuchsreihe 2, Woche 6

→ keine signifikanten Unterschiede

Anhang 11: Statistische Auswertung der 5. Bonitur

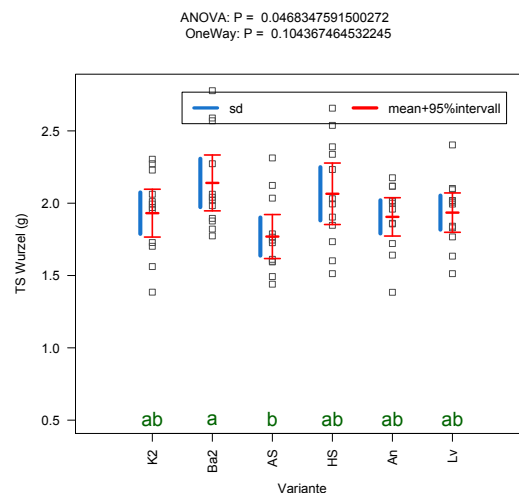
Tabelle 30: Bonitur 5, statistische Grafiken der Blatt- und Wurzelmassen aus Statistiksoftware R

Schlussbonitur 1.Versuchsreihe	Schlussbonitur 2.Versuchsreihe
<p>ANOVA: P = 4.35085153212608e-05 OneWay: P = 0.000200481480083545</p> 	<p>ANOVA: P = 0.114415124051214 OneWay: P = 0.0737965437486297</p> 
<p>Abbildung 57: Boxplot TS Blatt (in g) Versuchsreihe 1 → signifikante Unterschiede</p>	<p>Abbildung 58: Boxplot TS Blatt (in g) Versuchsreihe 2 → keine signifikanten Unterschiede</p>
<p>Kruskal Wallis: P = 2.95063482247627e-05</p> <p>n= 12 12 12 12 12 12</p> 	<p>ANOVA: P = 5.33845222500187e-07 OneWay: P = 1.64482621695736e-05</p> 
<p>Abbildung 59: Boxplot FS Blatt (in g) Versuchsreihe 1 → signifikante Unterschiede</p>	<p>Abbildung 60: Boxplot FS Blatt (in g) Versuchsreihe 2 → signifikante Unterschiede</p>



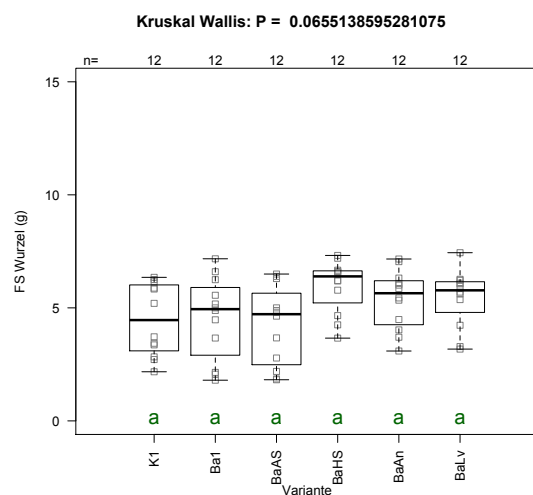
**Abbildung 61: Boxplot TS Wurzel (in g)
Versuchsreihe 1**

→ signifikante Unterschiede



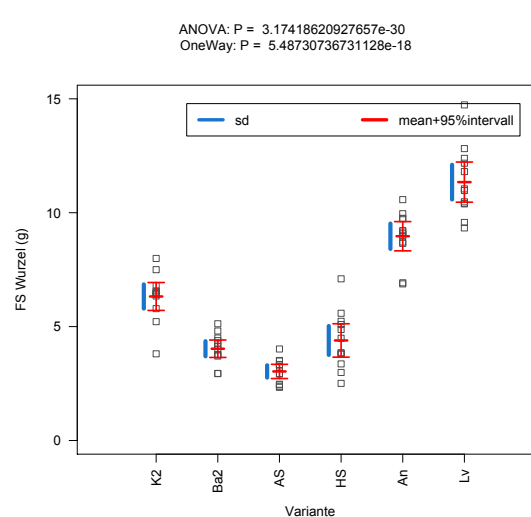
**Abbildung 62: Boxplot TS Wurzel (in g)
Versuchsreihe 2**

→ signifikante Unterschiede



**Abbildung 63: Boxplot FS Wurzel (in g)
Versuchsreihe 1**

→ keine signifikanten Unterschiede



**Abbildung 64: Boxplot FS Wurzel (in g)
Versuchsreihe 2**

→ signifikante Unterschiede

Anhang 12: Bonitur 3 Abweichung der Mittelwerte von der Kontrolle in %**Tabelle 31: Bonitur 3, Versuchsreihe 1, Mittelwerte der Varianten und Unterschiede von Kontrolle in %**

Variante	Mittelwert TS Blatt (in g)	Unterschied von K in %
K1	0.1528	0%
Ba1	0.1566	3%
BaAS	0.1041	-32%
BaHS	0.1056	-31%
BaAn	0.1465	-4%
BaLv	0.1216	-20%
Variante	Mittelwert FS Blatt (in g)	Unterschied von K in %
K1	2.0093	0%
Ba1	2.0642	3%
BaAS	1.1783	-41%
BaHS	1.4725	-27%
BaAn	2.2322	11%
BaLv	1.7675	-12%
Variante	Mittelwert TS Wurzel (in g)	Unterschied von K in %
K1	0.0198	0%
Ba1	0.0173	-13%
BaAS	0.0175	-12%
BaHS	0.0138	-31%
BaAn	0.0128	-35%
BaLv	0.0155	-22%
Variante	Mittelwert FS Wurzel (in g)	Unterschied von K in %
K1	0.2391	0%
Ba1	0.2355	-1%
BaAS	0.2170	-9%
BaHS	0.1821	-24%
BaAn	0.2069	-13%
BaLv	0.2530	6%

Tabelle 32: Bonitur 3. Versuchsreihe 2, Mittelwerte der Varianten und Unterschiede von Kontrolle in %

Variante	Mittelwert TS Blatt (in g)	Unterschied von K in %
K2	0.2736	0%
Ba2	0.2667	-3%
AS	0.2445	-11%
HS	0.2968	8%
An	0.2734	0%
Lv	0.2618	-4%
Variante	Mittelwert FS Blatt (in g)	Unterschied von K in %
K2	5.7893	0%
Ba2	5.3538	-8%
AS	5.0863	-12%
HS	6.5555	13%
An	7.0354	22%
Lv	6.2141	7%
Variante	Mittelwert TS Wurzel (in g)	Unterschied von K in %
K2	0.0384	0%
Ba2	0.0338	-12%
AS	0.0399	4%
HS	0.0498	30%
An	0.0441	15%
Lv	0.0413	7%
Variante	Mittelwert FS Wurzel (in g)	Unterschied von K in %
K2	0.1425	0%
Ba2	0.0965	-32%
AS	0.2161	52%
HS	0.2932	106%
An	0.2783	95%
Lv	0.2324	63%

Anhang 13: Bonitur 5 Abweichung der Mittelwerte von der Kontrolle in %

Tabelle 33: Bonitur 5, Versuchsreihe 1, Mittelwerte der Varianten und Unterschiede von Kontrolle in %

Variante	Mittelwert TS Blatt (in g)	Unterschied von K in %
K1	4.1317	0%
Ba1	4.0958	-1%
BaAS	3.5308	-15%
BaHS	3.8017	-8%
BaAn	4.1333	0%
BaLv	4.4125	7%
Variante	Mittelwert FS Blatt (in g)	Unterschied von K in %
K1	29.9417	0%
Ba1	30.5308	2%
BaAS	32.2417	-10%
BaHS	26.2950	-12%
BaAn	29.1992	-2%
BaLv	30.3642	1%
Variante	Mittelwert TS Wurzel (in g)	Unterschied von K in %
K1	1.0434	0%
Ba1	1.0023	-4%
BaAS	0.8344	-20%
BaHS	1.0845	4%
BaAn	1.0407	0%
BaLv	1.0677	2%
Variante	Mittelwert FS Wurzel (in g)	Unterschied von K in %
K1	4.4918	0%
Ba1	4.5651	2%
BaAS	4.2351	-6%
BaHS	5.9756	33%
BaAn	5.3787	20%
BaLv	5.4419	21%

Tabelle 34: Bonitur 5. Versuchsreihe 2, Mittelwerte der Varianten und Unterschiede von Kontrolle in %

Variante	Mittelwert TS Blatt (in g)	Unterschied von K in %
K2	5.9317	0%
Ba2	5.5417	-7%
AS	5.6467	-5%
HS	5.7242	-3%
An	6.0717	2%
Lv	5.4383	-8%
Variante	Mittelwert FS Blatt (in g)	Unterschied von K in %
K2	35.0217	0%
Ba2	31.3142	-11%
AS	38.0125	9%
HS	33.4800	-4%
An	34.2225	-2%
Lv	30.6092	-13%
Variante	Mittelwert TS Wurzel (in g)	Unterschied von K in %
K2	1.9313	0%
Ba2	2.1403	11%
AS	1.7694	-8%
HS	2.0652	7%
An	1.9055	-1%
Lv	1.9349	0%
Variante	Mittelwert FS Wurzel (in g)	Unterschied von K in %
K2	6.3228	0%
Ba2	4.0287	-36%
AS	3.0314	-52%
HS	4.3914	-31%
An	8.9679	42%
Lv	11.3431	79%

Anhang 14: Aminogramm von AminoPlus

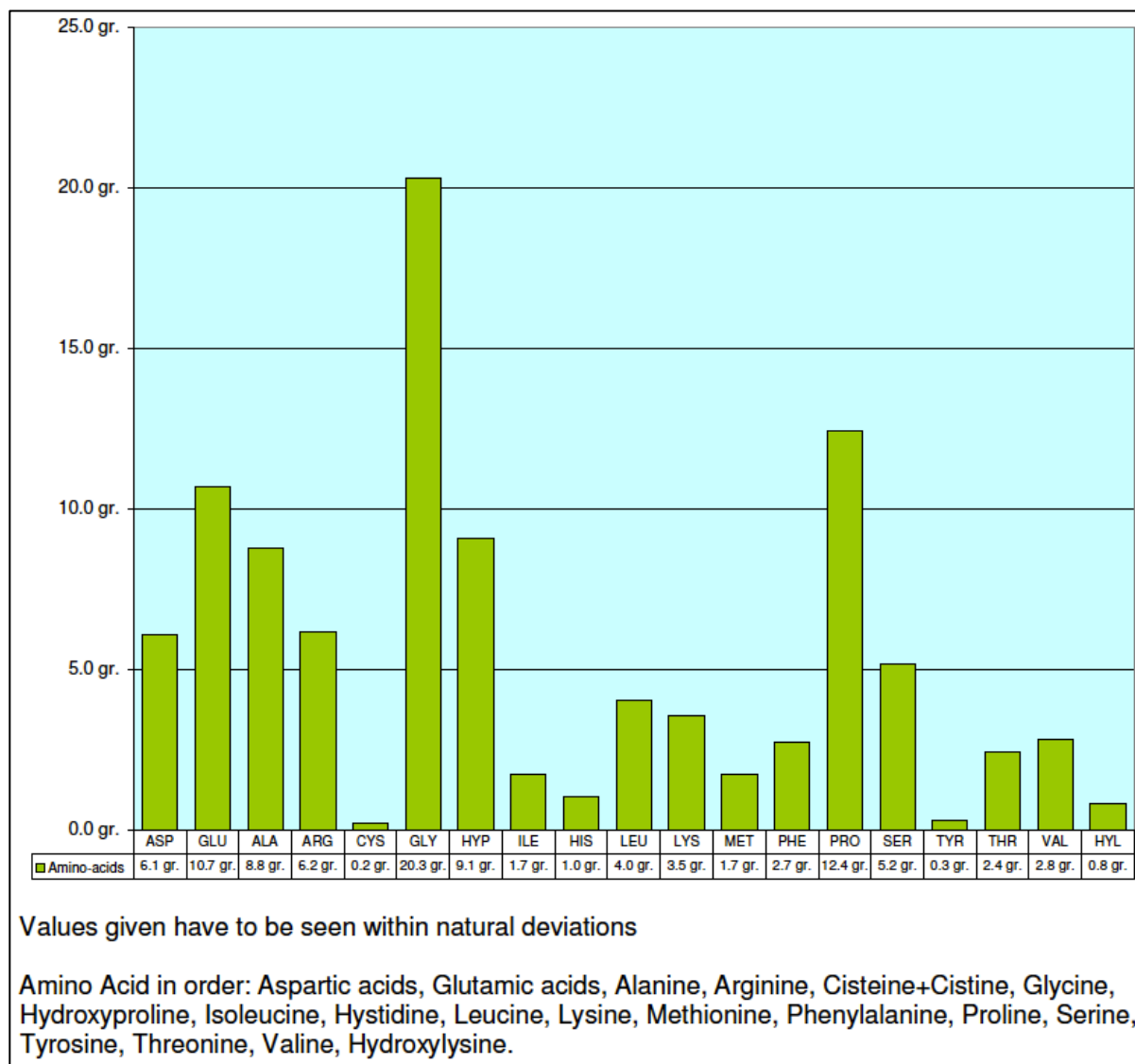


Abbildung 65: Aminogramm von DIAMIN BE Bioplus (Rohstoff für AminoPlus): Durchschnittliche Aminosäurezusammensetzung pro 100g Protein (PROTAN AG, 2006)

Poster

Zürcher Hochschule
für Angewandte Wissenschaften

zhaw Life Sciences und
Facility Management

IUNR Institut für Umwelt und
Natürliche Ressourcen

Bachelorarbeit FS17

Wachstumsfördernde Wirkung durch Mischung von Mikroorga- nismen und Biostimulanzen

Ausgangslage

Im Handel werden organische und mikrobielle Biostimulanzen für einen nachhaltigen Pflanzenbau angeboten. Wissenschaftliche Untersuchungen bestätigen ihre positiven Effekte auf Kulturpflanzen. Sie wirken pflanzenwachstumsfördernd, krankheitsunterdrückend und erhöhen die Toleranz gegenüber Stressfaktoren. Obwohl von vielen Biostimulanzen bekannt ist, dass sie Mikroorganismen beeinflussen können, sind Informationen über ihre Wirkung auf nützliche Bodenmikroorganismen spärlich. Für die pflanzenbauliche Praxis wäre es interessant zu wissen, ob sich die Vorteile der organischen Biostimulanzen mit dem Einsatz von mikrobiellen Hilfsstoffen kombinieren lässt.

Fragestellung

Welche Biostimulanzen stimulieren *Bacillus amyloliquefaciens* FZB 42 positiv und ergänzen seine nützliche Wirkung auf Pflanzen durch additive oder synergistische Effekte?

Methoden

In einem Pflanzenversuch wird der mikrobielle Hilfsstoff FZB42 mit den organischen Biostimulanzen Aminosäuren, Huminsäuren, *Ascochyllum nodosum*-Extrakt und *Lychnis viscaria*-Extrakt kombiniert appliziert (siehe Tabelle 1). Untersucht wird die Auswirkung der Applikationsmischungen auf die Keimfähigkeit, das Pflanzenwachstum und den physiologischen Zustand von Kopfsalat.

Prüfmerkmale:

- Erhöhung der Keimfähigkeit:
 - Durch die Erhebung der Keimrate gemessen
- Wachstumsfördernde Wirkung (Biomassenproduktion):
 - Durch die Messung der Wurzel- und Sprossmasse erhoben.
- Induktion der Abwehrreaktionen gegen biotischen und abiotischen Stress:
 - Wird anhand von Chlorophyll- und Flavonolgehalten im Blatt abgeschätzt.

Resultate

Da der Versuch in zwei zeitlich versetzte Versuchsreihen aufgeteilt wurde, werden die Resultate nur relativ zur Kontrolle verglichen.

Bei den Kombinationen von FZB42 mit Aminosäuren und FZB42 mit Huminsäuren kam es zu wachstumshemmenden Effekten auf die Pflanzen. Bei den Kombinationen von FZB42 mit *A.nodosum*-Extrakt und FZB42 mit *L.viscaria*-Extrakt wurde die Biomasse der Pflanzen nicht beeinträchtigt oder sogar leicht erhöht (siehe Abb. 1 und 2).

Bei den Varianten mit Biostimulanzen liessen hohe Konzentrationen von Sekundärsäureabfällen auf eine Induktion der Abwehrreaktionen schliessen.

Schlussfolgerungen

Im Versuch konnte gezeigt werden, dass die organischen Biostimulanzen eine Wirkung auf die Effekte von FZB42 haben oder umgekehrt. Signifikante positive Wirkungen konnten zwar nicht beobachtet werden, dennoch besteht die Möglichkeit, dass sich unter anderen Versuchsbedingungen pflanzenwachstumsfördernde Wirkungen besser zeigen.

Die Möglichkeit besteht, dass die Wirkung von FZB42 durch die fehlende Stickstoffdüngung unterbunden wurde. Das Ausbleiben von Stressfaktoren, auf welche die Biostimulanzen ausgerichtet sind, könnte die Resultate der Varianten gegenüber der Kontrolle aufgrund von Kosten induzierter Resistenz verringert haben.

Die additive wachstumsfördernde Wirkung könnte allenfalls auftreten, wenn die Kultur Pathogenen, Wassermangel, Salz-, pH- oder Temperaturstress ausgeliefert wäre, da die Pflanzen durch die Kombination von zwei Mitteln gegen mehr Stressfaktoren gewappnet sein sollten.

Die Untersuchung der hemmenden Effekte sollte weiter verfolgt werden, um negative Folgen im praktischen Einsatz der Mittel zu vermeiden und entsprechende Anwendungsempfehlungen abgeben zu können.

Empfehlungen

Empfehlungen für weiterführende Versuche:

- Optimale Stickstoffversorgung der Pflanzen gewährleisten
- Versuch unter induzierten Stressbedingungen durchführen
- Unterschiedliche Konzentrationen der Applikationsmischungen testen

Kontakt Autorin: Monika Bühner, Haltenweg 65, 8807 Freienbach, Schweiz **Kontakt Institut:** Zürcher Hochschule für Angewandte Wissenschaften, IUNR, Grüental, 8820 Wädenswil, Schweiz

Literatur:

(Former *Bacillus subtilis*) as the Main Agent in Vegetable Cultivation. In M. Islam, et al., *Bacilli and Agrobiotechnology* (S. 345-366). Cham: Springer.

Borriass, R. (2016). Phytostimulation and Biocontrol by the Plant-Associated *Bacillus amyloliquefaciens* FZB42: An Update. In M. Islam, et al., *Bacilli and Agrobiotechnology* (S. 163-185). Cham: Springer.

Chowdhury, S., Hartmann, A., Gao, X., & du Jardin, P. (2015). Review: Plant biostimulants: Definition, concept, main categories and regulation. *Scientia Horticulturae*, 196, S. 3-14.



Tabelle 1: Applikationsmischungen

Variante	Produkte	1. Applikation Menge pro Saat- schale (V=1l)	2. & 3. Applikation Menge pro Topf (V=0.5l)
Kontrolle 1	Wasser	200.00ml	100.00ml
FZB42	Wasser RhizoVital 42	200.00ml 0.08ml	100.00ml 0.04ml
FZB42 mit Aminosäuren	Wasser RhizoVital 42 AminoPlus	200.00ml 0.08ml 0.60ml	100.00ml 0.04ml 0.30ml
FZB42 mit Huminsäuren	Wasser RhizoVital 42 Huminsäuren	200.00ml 0.08ml 0.40ml	100.00ml 0.04ml 0.20ml
FZB42 mit <i>A.nodosum</i> - Extrakt	Wasser RhizoVital 42 AlgoVital Plus	200.00ml 0.08ml 0.60ml	100.00ml 0.04ml 0.30ml
FZB42 mit <i>L.viscaria</i> - Extrakt	Wasser RhizoVital 42 LuckyPlant	200.00ml 0.08ml 0.40ml	100.00ml 0.04ml 0.20ml
Kontrolle 2	Wasser	200.00ml	100.00ml
FZB42 doppelt	Wasser RhizoVital 42	200.00ml 0.16ml	100.00ml 0.08ml
Aminosäuren	Wasser AminoPlus	200.00ml 0.60ml	100.00ml 0.30ml
Huminsäuren	Wasser Huminsäuren	200.00ml 0.40ml	100.00ml 0.20ml
<i>A.nodosum</i> - Extrakt	Wasser AlgoVital Plus	200.00ml 0.60ml	100.00ml 0.30ml
<i>L.viscaria</i> - Extrakt	Wasser LuckyPlant	200.00ml 0.40ml	100.00ml 0.20ml

TS Blatt (g) - Schlussbonitur, Reihe 1



Variante	Abweichung von Kontrolle in %
K1	0%
Ba1	-1%
BaAS	-15%
BaHS	-8%
BaAn	0%
BaLv	+7%

Abb. 1: Blatttrockenmasse der Versuchsreihe 1, Abweichung von Kontrolle in %

TS Blatt (g) - Schlussbonitur, Reihe 2



Variante	Abweichung von Kontrolle in %
K2	0%
Ba2	-7%
AS	-5%
HS	-3%
An	2%
Lv	-8%

Abb. 2: Blatttrockenmasse der Versuchsreihe 2, Abweichung von Kontrolle in %